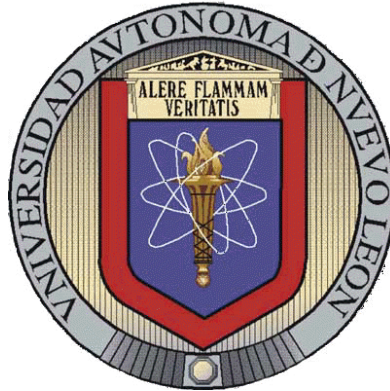


**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON**

**FACULTAD DE AGRONOMIA**

**SUBDIRECCION DE ESTUDIOS DE POSTGRADO E INVESTIGACION**



**ESTIMACIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS EN  
EL VOLUMEN RADICAL DE NOPAL (*Opuntia* spp.) Y MAGUEY (*Agave*  
spp.), Y EVALUACIONES FORRAJERAS**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN®**

**TESIS**

**QUE PRESENTA**

**JOSE ROMUALDO MARTINEZ LOPEZ**

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE  
DOCTOR EN CIENCIAS AGRICOLAS**

**Marín, N.L.**

**Diciembre 2 0 0 9**

**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON**

**FACULTAD DE AGRONOMIA**

**SUBDIRECCION DE ESTUDIOS DE POSTGRADO E INVESTIGACION**



**ESTIMACIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS EN  
EL VOLUMEN RADICAL DE NOPAL (*Opuntia* spp.) Y MAGUEY (*Agave*  
spp.), Y EVALUACIONES FORRAJERAS**

**TESIS**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN®  
QUE PRESENTA**

**JOSE ROMUALDO MARTINEZ LOPEZ**

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE  
DOCTOR EN CIENCIAS AGRICOLAS**

**Marín, N.L.**

**Diciembre 2 0 0 9**

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON  
FACULTAD DE AGRONOMIA  
SUBDIRECCION DE ESTUDIOS DE POSTGRADO E INVESTIGACION



ESTIMACIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS EN EL  
VOLUMEN RADICAL DE NOPAL (*Opuntia* spp.) Y MAGUEY (*Agave* spp.), Y  
EVALUACIONES FORRAJERAS

TESIS QUE PRESENTA

JOSE ROMUALDO MARTINEZ LOPEZ

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE  
DOCTOR EN CIENCIAS AGRICOLAS

REVISADA POR

*R. Vázquez*

DR. RIGOBERTO E. VAZQUEZ ALVARADO  
ASESOR PRINCIPAL

*[Signature]*  
DR. ERASMO GUTIERREZ ORNELAS  
SECRETARIO

*[Signature]*  
DR. EMILIO OLIVARES SAENZ  
ASESOR

*[Signature]*  
DR. JUAN ANTONIO VIDALES CONTRERAS  
ASESOR

*[Signature]*  
DR. RUBEN LOPEZ CERVANTES  
ASESOR

*[Signature]*  
DRA. MA. DE LOS ANGELES PEÑA DEL RIO  
ASESOR

*[Signature]*  
DR. RICARDO DAVID VALDEZ CEPEDA  
ASESOR

Vo. Bo.

*[Signature]*

DR. FRANCISCO ZAVALA GARCIA  
SUBDIRECTOR DE ESTUDIOS DE POSTGRADO E INVESTIGACION

Marín, N.L.

Diciembre 2009

## AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento al DR RIGOBERTO E. VAZQUEZ ALVARADO, por su incondicional ayuda, valiosos consejos y por confiar en mí. A los Doctores ERASMO GUTIERREZ ORNELAS, EMILIO OLIVARES SAENZ, JUAN ANTONIO VIDALES CONTRERAS, RUBEN LOPEZ CERVANTES, MA DE LOS ANGELES PEÑA DEL RIO y RICARDO DAVID VALDEZ CEPEDA por formar parte del Comité de Tesis y por sus valiosas sugerencias e interés en la revisión del presente trabajo. Por lo anterior, espero que este trabajo sea el inicio de futuros proyectos conjuntos, como es el caso del Dr. Rigoberto, Dr. Erasmo y la Dra. Ángeles, a quienes les reitero mi agradecimiento por apoyarme más allá de sus obligaciones académicas. También quiero agradecer a la Dra. Juanita Aranda Ruiz, por su ayuda desinteresada al facilitarme reactivos y material de laboratorio, así como sus acertados consejos. Agradezco también al M. C. Argelio Santos, por su oportuno apoyo y actitud proactiva en la conformación de equipos de trabajo.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo económico para la realización de mis estudios. Al Programa de Apoyo e Investigación Científica y Tecnológica de la UANL, quien apoyó el proyecto CN1723-07. A Fundación Produce Nuevo León, A.C. por el apoyo para la realización del presente trabajo bajo los proyectos y “Biofertilización de Praderas cultivadas en las diferentes regiones agroecológicas de Nuevo León”, y “Sistema de innovación y transferencia tecnológica para la producción sustentable de bovinos carne en Nuevo León”. Sin estos apoyos, no hubiera sido posible realizar este trabajo.

A la Subdirección de Estudios de Postgrado e Investigación, de la Facultad de Agronomía, de la Universidad Autónoma de Nuevo León, al Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Campo Experimental de General Terán y a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por permitirme el uso de su equipo y su invaluable ayuda en el desarrollo de este estudio.

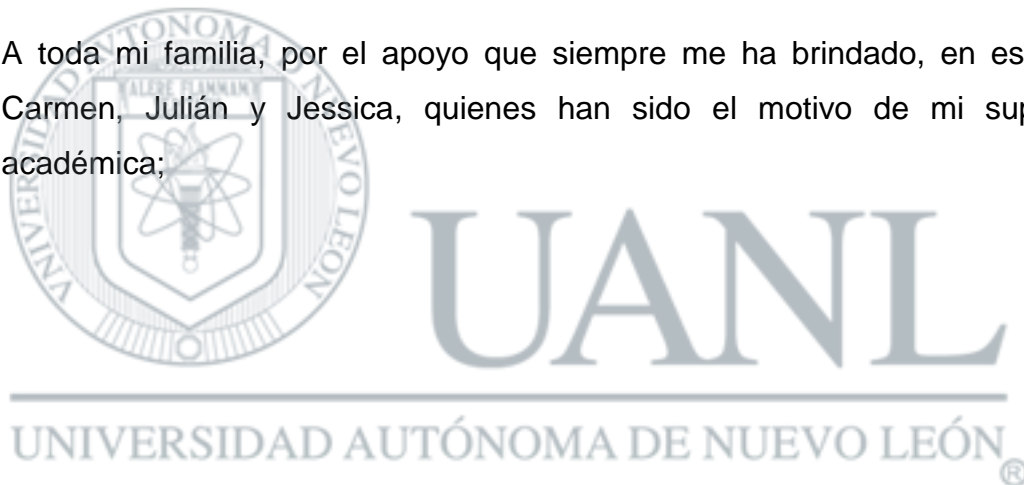
Al Biólogo y futuro Ph D. Francisco J. Piñera, a los futuros Doctores Fidel Blanco, Pedro Almaguer y Luis Samaniego; a los Doctores Ricardo Requejo y Rubén Lujan, por su ayuda y hacer amena la estancia doctoral; y a todas las personas que contribuyeron de una forma u otra en la realización de este trabajo.

## **DEDICATORIA**

Mi tesis la dedico con todo mi amor y cariño

A DIOS, por permitirme llegar a este momento tan especial,

A toda mi familia, por el apoyo que siempre me ha brindado, en especial a Carmen, Julián y Jessica, quienes han sido el motivo de mi superación académica;



## INDICE GENERAL

1.	RESUMEN BIBLIOGRÁFICO .....	1
2.	RESUMEN .....	4
3.	ABSTRACT .....	6
4.	INTRODUCCION .....	8
	2.1. Objetivos .....	12
	2.2. Hipótesis:.....	13
5.	LITERATURA REVISADA .....	14
	3.1. Antecedentes de <i>Glomus intraradices</i> .....	14
	<b>3.1.1. Clasificación de los diferentes tipos de hongos micorrízicos.</b> .....	14
	<b>3.1.2. Morfología y desarrollo de la simbiosis de <i>Glomus intraradices</i></b> .....	15
	<b>3.1.3. Factores que influyen en la colonización de la micorriza arbuscular (MA)</b> 17	
	<b>3.1.4. Relación de la micorriza arbuscular con la fertilidad del suelo.</b> .....	19
	<b>3.1.5. Beneficios de la micorriza arbuscular (MA).</b> .....	20
	<b>3.1.6. La micorriza arbuscular y la erosión del suelo.</b> .....	21
	<b>3.1.7. Efecto de las micorrizas sobre la nutrición mineral de las plantas.</b> .....	22
	<b>3.1.8. Perspectivas agronómicas de las micorrizas arbusculares.</b> .....	24
	3.2. Producción y calidad forrajera de nopal y maguey.....	25
	<b>3.2.1. Aspectos fisiológicos en plantas del género <i>Agave</i> y <i>Opuntia</i>.</b> .....	25
	<b>3.2.2. Producción y calidad forrajera del maguey.</b> .....	26
	<b>3.2.3. Producción y calidad forrajera del nopal.</b> .....	29
	3.3. La materia orgánica del suelo .....	31
	<b>3.3.1. Origen de la materia orgánica del suelo (MOS).</b> .....	31
	<b>3.3.2. Teorías de la síntesis de sustancias húmicas.</b> .....	33
	<b>3.3.3 Propiedades e importancia de las sustancias húmicas.</b> .....	35
6.	MATERIALES Y MÉTODOS .....	39
	4.1. Localización .....	39
	4.2. Análisis de inoculación micorrízica.....	39
	4.3. Análisis de producción y calidad forrajera .....	41
	4.4. Análisis de Suelos .....	43
7.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	47

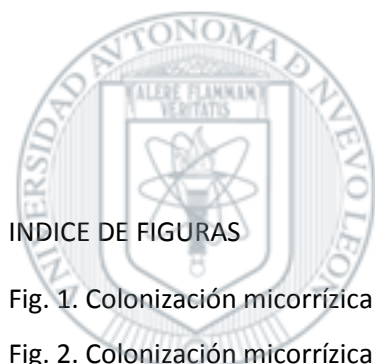
5.1. Inoculación micorrízica.....	47
5.2 Producción y calidad forrajera .....	51
5.3. Materia orgánica del suelo.....	58
8. CONCLUSIONES .....	67
9. LITERATURA CITADA.....	69
10. ANEXOS .....	81
11. SOBRETIRO DE PUBLICACIÓN.....	86





## INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Conteo de esporas en 100 g de suelo a los 6 y 18 meses .....	50
Cuadro 2. Calidad forrajera de maguey y nopal nativo inoculado con cepas comerciales y nativas. Efecto de Inoculación micorrízica.....	54
Cuadro 3. Calidad forrajera de maguey y nopal nativo inoculado con cepas comerciales y nativas. Efecto de especie forrajera. ....	55
Cuadro 4. Media de la materia orgánica e incrementos respecto al suelo inicial.....	60
Cuadro 5. Interacción de los factores para la variable materia orgánica. ....	62



## INDICE DE FIGURAS

Fig. 1. Colonización micorrízica a los 6 meses de inoculación .....	47
Fig. 2. Colonización micorrízica a los 18 meses de inoculación .....	48
Fig. 3. Promedios productivos de MS planta <sup>-1</sup> año <sup>-1</sup> .....	51
Fig. 4. Tendencia lineal de MS planta <sup>-1</sup> del maguey respecto al tiempo (meses).....	52
Fig. 5. Tendencia lineal de la MS planta <sup>-1</sup> del nopal nativo respecto al tiempo (meses).....	53
Fig. 6. Interacción Especie – Tipo de Inoculación para la variable proteína cruda.....	56
Fig. 7. Interacción Especie – Tipo de Inoculación para la variable FDN. ....	57
Fig. 8. Interacción especie-inoculación mostrada por el contenido de MO. ....	59
Fig. 9. Interacción especie-mes mostrada por el contenido de MO. ....	59
Fig. 10 Interacción de especie y tipo de inoculación para AF (ppm) .....	62
Fig. 11. Promedios de ácidos fúlvicos de los factores principales .....	64
Fig. 12. Interacción especie – tipo de inoculación en la variable AH (ppm). ....	65



## INDICE DE ANEXOS

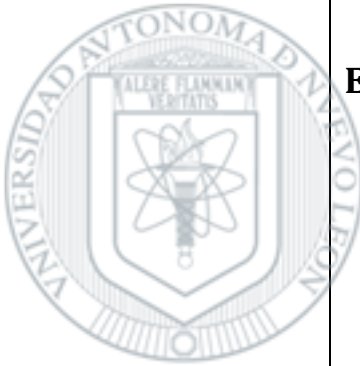
Anexo 1. ANOVA para porcentaje de colonización transformada, a los 6 meses. ....	81
Anexo 2. ANOVA para porcentaje de colonización transformada, a los 18 meses. ....	81
Anexo 3. ANOVA para la variable Conteo de esporas a los 6 meses (esporas 100 gr <sup>-1</sup> ). ....	81
Anexo 4. ANOVA para la variable Conteo de esporas a los 18 meses (esporas 100 gr <sup>-1</sup> ) ....	82
Anexo 5. Correlación entre el conteo de esporas y la colonización micorrízica a los 6 meses ...	82
Anexo 6. Correlación entre el conteo de esporas y la colonización micorrízica a los 18 meses .	82
Anexo 7. ANOVA para MS planta <sup>-1</sup> .....	82
Anexo 8. ANOVA para MS (%).....	83
Anexo 9. ANOVA para proteína cruda (%). ....	83
Anexo 10. ANOVA para FDN (%). ....	83
Anexo 11. ANOVA para Ceniza (%). ....	84
Anexo 12. ANOVA para Fósforo (%).....	84
Anexo 13. ANOVA para Calcio (%). ....	84
Anexo 14. ANOVA para porcentaje de MO.....	85
Anexo 15. ANOVA para ppm de ácidos fúlvicos. ....	85
Anexo 16. ANOVA para ppm de ácidos húmicos (ppm). ....	85

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN®

**Jose Romualdo  
Martínez López**

Toltecas 207  
Montealban II  
Apodaca, Nuevo León,  
CP 66648

[martinez.romualdo@inifap.gob.mx](mailto:martinez.romualdo@inifap.gob.mx)



UNIVERSIDAD

## 1. RESUMEN BIBLIOGRÁFICO

### ESTUDIOS REALIZADOS

#### **Maestría en Ciencias en Producción Animal**

Tesis: Efecto de la precipitación y carga animal sobre la utilización del zacate buffel (*Cenchrus ciliaris*), utilizando análisis de sistemas y simulación.

Institución: Subdirección de Estudios de Postgrado, Facultad de Agronomía, UANL. 2000

#### **Ingeniero Agrónomo Zootecnista**

Tesis: Efecto del consumo del palo verde (*Cercidium macrum*) en la digestibilidad y balance de nitrógeno en caprinos

Institución: Facultad de Agronomía, UANL. 1991.

### EXPERIENCIA PROFESIONAL

#### INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES FORESTALES AGRICOLAS Y PECUARIAS.

Del 1/10/2008 a la fecha General Terán, Nuevo León.

- Puesto: Investigador Titular A
- Red Transferencia de Tecnología

#### GRUPO GANADERO DE VALIDACION Y TRANSFERENCIA DE TECNOLOGIA EN CAPRINOS

Del 1/07/2003 a 30/06/2009 Agualeguas, Nuevo León.

- Puesto: Prestador de Servicios Profesionales
- Caprinos en Producción Extensiva
- 

#### ORGANIZACIÓN VIDA SILVESTRE-VITRO CORPORATIVO

Del 1/06/2001 a 30/05/2003 Caborca, Sonora.

- Puesto: Administrador de Reserva Ecológica
- Ecología del Borrego Cimarrón (*Ovis canadensis*) y venado Bura (*Odocoileus hemionus*)

#### ITESM CAMPUS MONTERREY

Del 1/06/2006 a 30/05/2001 Monterrey, Nuevo León.

- Puesto: Investigador de Campo
- Centro de Calidad Ambiental
- Programa de Manejo Sostenible de Ecosistemas

## RESUMEN BIBLIOGRAFICO (Continuación)

### PUBLICACIONES EN EL AÑO 2009

1. **Artículo científico:** José Romualdo Martínez-López, Rigoberto Eustacio Vázquez-Alvarado, Erasmo Gutiérrez-Ornelas, Ma de los Ángeles Peña del Río, Rubén López-Cervantes, Emilio Olivares-Sáenz, Juan Antonio Vidales-Contreras, Ricardo David Valdez-Cepeda. 2009. Mycorrhiza effect on nutritional quality and biomass production of Agave (*Agave americana* L.) and cactus pear (*Opuntia lindheimeri* Engelm.). *J. PACD*. 11: 69-77
2. **Artículo en extenso:** Martínez López, J. R., R. E. Vázquez A., E. Gutiérrez O., E. Olivares S., J. A. Vidales C., R. D. Valdez C., M. Á. Peña Del Río, R. López C. Calidad nutricional y rendimiento de nopal forrajero abonados orgánicamente. XXX Ciclo de Seminarios de Postgrado Primavera 2009. División de Estudios de Posgrado. Facultad de Agronomía. UANL. Marín, NL. Pp 69-73.
3. **Artículo en extenso.** Rigoberto Eustacio Vázquez Alvarado, José Romualdo Martínez López, Rubén López Cervantes, María De Los Ángeles Peña Del Río. 2009. Determinación de sustancias húmicas en el volumen radical de plantas CAM. EN: MEMORIAS DEL XXXIV CONGRESO NACIONAL DE LA CIENCIA DEL SUELO. Torreón, Coahuila.
4. **Artículo en extenso:** Jose Romualdo Martínez López, Erasmo Gutiérrez Ornelas, Rigoberto E. Vázquez Alvarado, Ma. De Los Ángeles Peña Del Río, Guillermo Juan García Dessommes. 2009. Evaluación productiva y calidad forrajera de maguey (*Agave americana*) y nopal (*Opuntia lindheimeri* E.) en Marín, Nuevo León, México. VI SIMPOSIO INTERNACIONAL DE PASTIZALES. Monterrey, NL.
5. **Artículo en extenso:** MA. De Los Ángeles Peña Del Río, José Romualdo Martínez López, Humberto De La Fuente Saucedo. 2009. Biofertilización de praderas de pasto buffel (*Cenchrus ciliaris*) cultivadas en Anáhuac, Nuevo León. VI SIMPOSIO INTERNACIONAL DE PASTIZALES. Monterrey, NL.
6. **Artículo en extenso:** Vázquez-Alvarado, R.E, Valdez-Cepeda, Rd, Blanco-Macías, F, Ojeda-Zacarías M.C., Martínez López, J. R. 2009. Producción hidropónica de nopal verdura. Memorias del VIII Simposium-Taller Nacional y 1er Internacional de Producción y aprovechamiento de nopal. Escobedo, N. L.
7. **Artículo en extenso:** Gutiérrez Ornelas E; Martínez López J. R. Elías Iglesias A. 2009. Uso integral de nopal y maguey en ranchos ganaderos. Memorias del VIII Simposium-Taller Nacional y 1er Internacional de Producción y aprovechamiento de nopal. Escobedo, N. L.
8. **Artículo en extenso:** Santos-Haliscak A; Ortiz-López R; Vázquez-Alvarado R.E.; Martínez -López J. R; Fimbres-Durazo H; Moreno-Degollado G; Escotto-Iñiguez S; Cortes-Zacarias M.C.; Picon-Rubio F.J.; Gutierrez-Ornelas E; Estrada-Medina S; Rojas-Martínez A; Luna-Aguirre C. M; Salinas-Santander M. A; Áncer-Rodríguez J; De La Mora-Montes L. C; Gosalvez-T. G; Pérez-Mireles J. R. 2009. Propuesta de "caracterización genómica y morfoanatomica de diferentes cultivares de nopal forrajero y su aportación nutricional

## RESUMEN BIBLIOGRAFICO (Continuación)

9. en caprinos y ovinos". Memorias del VIII Simposium-Taller Nacional y 1er Internacional de Producción y aprovechamiento de nopal. Escobedo, N. L.
10. **Artículo en extenso** MA De Los Ángeles Peña Del Río, Jose Romualdo Martinez López, Juan Francisco Pinales Quiroz, Juan Francisco Aguirre Medina, Arturo Díaz Franco, Horacio Mata Vazquez. 2009. Producción de cebolla *Allium cepa* L. orgánica mediante inoculantes microbianos. Memorias De X Simposio Internacional V Congreso Anual De Agricultura Sostenible. Tapachula, Chiapas.
11. **Resumen:** Vázquez Alvarado Rigoberto Eustacio, Pinales Quiroz Juan Francisco, Martínez López José Romualdo, María De Los Ángeles Peña Del Río, Almeyda León Isidro Humberto. 2009. Evaluación genotípica de remolacha azucarera (*Beta vulgaris* L.) en Anáhuac, N. L. EN: MEMORIAS DEL XXXIV CONGRESO NACIONAL DE LA CIENCIA DEL SUELO. Torreón, Coahuila.
12. **Resumen:** Martínez-López JR, García-Dessommes GJ, Gutiérrez-Ornelas E, Peña-Del-Río MA. 2009. Evaluación de un modelo de simulación estocástico para el pasto buffel (*Cenchrus ciliaris* L.). EN: MEMORIAS DE LA XLV REUNION NACIONAL DE INVESTIGACION PECUARIA. Saltillo, Coahuila.
13. **Resumen:** Martínez-López JR, García-Dessommes GJ, Gutiérrez-Ornelas E, Peña-Del-Río MA. 2009. Uso de un modelo de simulacion estocastico en pasto buffel (*Cenchrus ciliaris* L.) y el efecto de la carga animal. EN: MEMORIAS DE LA XLV REUNION NACIONAL DE INVESTIGACION PECUARIA. Saltillo, Coahuila.
14. **Resumen:** Santos-Haliscak A, Martínez-López JR, Vázquez-Alvarado RE, Gutiérrez-Ornelas E, García-Dessommes GJ. 2009. Producción y calidad de tres variedades de nopal nativo. EN: MEMORIAS DE LA XLV REUNION NACIONAL DE INVESTIGACION PECUARIA. Saltillo, Coahuila.
15. **Resumen:** Santos-Haliscak A, Martínez-López JR, Vázquez-Alvarado RE, Gutiérrez-Ornelas E, García-Dessommes GJ. 2009. Calidad y producción de tres variedades de nopal mejorado. EN: MEMORIAS DE LA XLV REUNION NACIONAL DE INVESTIGACION PECUARIA. Saltillo, Coahuila.
16. **Resumen:** Juan Francisco Pinales Quiroz, Romualdo Martínez López, Ma De Los Ángeles Peña Del Rio, Guillermo J. García Dessommes. 2009. Rendimiento de genotipos de remolacha azucarera (*Beta vulgaris* L) en Anáhuac, N. L. EN: MEMORIA DE LA IV REUNION NACIONAL DE INNOVACION AGRICOLA Y FORESTAL. Saltillo, Coahuila.
17. **Resumen:** Peña Del Rio MA, Martínez López JR, Mata Vázquez H, Pinales Quiroz JF, García Dessommes GJ. 2009. Biofertilizacion con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilensis* en cebolla (*Allium cepa* L.). MEMORIA DE LA IV REUNIÓN NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRÍCOLA Y FORESTAL. Saltillo, Coahuila.

## 2. RESUMEN

José Romualdo Martínez López

Fecha de Graduación: Diciembre de 2009

Universidad Autónoma de Nuevo León

Facultad de Agronomía – Subdirección de Estudios de Postgrado e Investigación

**Título: ESTIMACIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS EN EL VOLUMEN RADICAL DE NOPAL (*Opuntia* spp.) Y MAGUEY (*Agave americana*), Y EVALUACIONES FORRAJERAS**

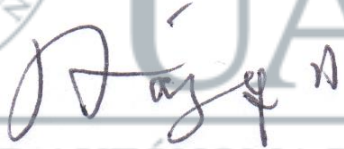
Número de Páginas: 86

**Área de Estudio: Ciencias Agrícolas**

**Propósito y Método del Estudio:** El maguey y el nopal han sido utilizados en la ganadería desde la época de la Colonia. Por otro lado, en tiempos recientes se ha acentuado el uso de biofertilizantes, microorganismos que forman simbiosis con las plantas. El incremento del CO<sub>2</sub> atmosférico, la erosión y las sequías recurrentes, hacen prioritario evaluar el papel que juega el nopal y el maguey en zonas desérticas y semidesérticas. Los objetivos de este estudio fueron 1) Cuantificar la colonización micorrízica comercial y nativa en maguey y nopal, 2) Observar los posibles cambios en el contenido de materia orgánica y fracciones húmicas del suelo del volumen radical y 3) Evaluar la producción y calidad forrajera y de maguey y nopal nativo. Para la cuantificación micorrízica se usó la metodología descrita por Giovannetti y Mosse, (1980). El contenido de materia orgánica fue estimado por la metodología de Walkley y Black (1934) y las fracciones de sustancia húmicas por una modificación de la técnica desarrollada por López (2002). Finalmente, la producción y calidad forrajera se evaluó mediante la cuantificación del incremento de peso seco y el contenido de nitrógeno (AOAC, 1990), fibra detergente neutra (Van Soest *et al.*, 1991), calcio y fósforo (Fick *et al.*, 1976). La colonización micorrízica fue analizada estadísticamente como un diseño completamente al azar bajo un arreglo factorial, mientras que la producción y calidad forrajera se analizó mediante un

diseño de bloques al azar bajo arreglo factorial y el comportamiento de la materia orgánica y sus fracciones húmicas bajo un diseño completamente al azar en localidades.

**Contribuciones y conclusiones:** Tanto el nopal como el maguey fueron colonizados satisfactoriamente por ambas cepas de hongos micorrízicos, al encontrarse hifas, arbuscúlos y vesículas en las raicillas de todos los tratamientos, sin embargo, la colonización fue mayor en maguey. La materia orgánica y los AF no fueron estadísticamente diferente para ningún factor principal ni interacción, a excepción de la doble interacción de especie con inoculación, lo que se explica por el bajo contenido de materia orgánica en el sistema radical del nopal liso forrajero. Los AH fueron estadísticamente diferente para la interacción especie – tipo de inoculación y para el factor principal tipo de inoculación, sin embargo se presentaron hasta el mes 18 y en muy bajas concentraciones. Finalmente, el nopal nativo y el maguey son opciones potenciales para mejorar la calidad del suelo, siendo alternativas forrajeras aceptables para los agostaderos del semidesierto.



Revisado por Ph. D. Rigoberto E. Vázquez Alvarado



### 3. ABSTRACT

José Romualdo Martínez López

Fecha de Graduación: Diciembre de 2009

Universidad Autónoma de Nuevo León

Facultad de Agronomía – Subdirección de Estudios de Postgrado e Investigación

**Title: ESTIMATION OF BIOLOGICAL AND CHEMICAL FEATURES IN RADICAL VOLUME OF CACTUS (*Opuntia* spp.) And AGAVE (*Agave americana*), AND FORAGE EVALUATION**

**Pages: 86**

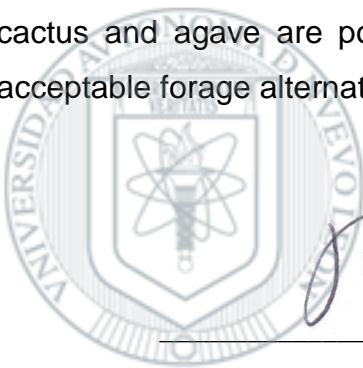

**Field of Study: Agricultural Sciences**

**Purpose and Study Method:** agave and cactus have been used on livestock since Spanish colonial times. Moreover, in recent times, use of biofertilizers has increased, micro-organisms that form symbioses with plants. Increase in atmospheric CO<sub>2</sub>, soil erosion and recurrent droughts; make a priority to assess the role of agave and cactus in desert and semidesert areas. The objectives of this study were 1) to quantify commercial and native mycorrhizal colonization in agave and cactus, 2) to observe any changes in the content of organic matter and soil humic fractions of the root volume and 3) Assess the production and forage quality in agave and cactus. For mycorrhizal quantification was used the methodology described by Giovannetti and Mosse (1980). The organic matter content was estimated by the method of Walkley and Black (1934) and fractions of humic substances by a modification of the technique developed by Lopez (2002). Finally, production and forage quality was evaluated by quantifying the increase in dry weight and nitrogen content (AOAC, 1990), neutral detergent fiber (Van Soest et al., 1991), calcium and phosphorus (Fick et al. 1976). The mycorrhizal colonization was analyzed statistically as a completely randomized design under factorial arrangement, while production and forage quality was studied using a randomized block design under factorial arrangement and



performance of organic matter and humic fractions under a completely randomized design in locations.

**Contributions and conclusions:** Both of agave and cactus were successfully colonized by both strains of mycorrhizal fungi, because we found hyphaes, arbuscules and a vesicles in radicles of all treatments, however, colonization was higher in agave. The organic matter and FA were not statistically different for any main factor or interaction, with the exception of the double interaction of species with inoculation, which is explained by the low content of organic matter in the root system of spineless cactus. The AH were statistically different kind of interaction - the type of inoculation and the inoculation rate main factor, however submitted until month 18 and in very low concentrations. Finally, the native cactus and agave are potential options to improve soil quality, and they are acceptable forage alternatives in semidesert rangeland.



Revised by Ph. D. Rigoberto E. Vazquez Alvarado

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN®

#### 4. INTRODUCCION

El norte de México posee grandes extensiones desérticas o semidesérticas, donde los periodos de sequía son prolongados y comunes. Estos factores causan bajas producciones forrajeras, lo que aunado a las condiciones climáticas e inadecuados manejos de los agostaderos, han causado el deterioro de grandes extensiones de estos ecosistemas, afectando al suelo, último receptor de tales efectos y elemento de enlace entre los factores bióticos y abióticos, además de ser considerado como no renovable (CONAZA, 1993; Fuentes-Rodríguez, 1997).

En años recientes, se le ha dado especial importancia a los hongos micorrízicos, particularmente la *micorriza arbuscular*, con base en los efectos benéficos que estos micosimbiontes proveen a sus hospedantes, tanto nativas como domésticas (Koide y Mosse, 2004; Augé, 2004; Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1999). Estos hongos, forman estructuras internas que pueden favorecer el intercambio nutrimental y el almacenamiento de reservas (Bolan, 1991).

Las micorrizas facilitan la absorción de los elementos menos solubles y móviles como: fósforo, amonio, potasio, cobre, fierro y zinc (Smith *et al.*, 2000). La micorriza arbuscular aparentemente no desempeña un papel importante en la absorción directa del nitrógeno, pero se ha demostrado que incrementa la capacidad de fijación del nitrógeno en las leguminosas, aunado al efecto de

*Rhizobium*. Por otro lado, Hayman (1978) determinó que las micorrizas arbusculares, conforman la mayor porción de la biomasa de microbios en el suelo, creando una estructura esquelética que consolida las partículas del suelo, por lo que estos organismos contribuyen a estabilizar la estructura.

El nopal y el maguey son especies que pueden prosperar en ecosistemas fuertemente erosionados, debido al tipo de desarrollo radical y a su fisiología (Granados y Castañeda, 1996; Pimienta *et al.*, 2003). La inoculación de estas especies con hongos micorrízicos puede facilitar su establecimiento en suelos degradados, lo que contribuye a diseñar y mejorar las estrategias de conservación de agua y suelo. Estas plantas, generalmente son de baja calidad nutricional y se han usado por más de 100 años como alternativa de sobrevivencia para la alimentación del ganado y como ingrediente de raciones de alimentación normales (Fuentes-Rodríguez, 1997), sin embargo, uno de los problemas más importantes que limitan esta actividad es la falta de conocimiento que le permita hacer uso racional y sistemático del recurso.

La calidad del suelo no es un tópico nuevo. Esfuerzos científicos iniciales reconocieron la importancia de categorizar los suelos en función de sus tipos y variables, en cuanto a sus distintos usos y en especial, a aquellos dedicados a la agricultura (Carter, 2002).

La dinámica y comportamiento de la calidad del suelo, incluye aquellas propiedades que pueden cambiar en relativamente cortos periodos de tiempo, en respuesta al uso y manejo dado por el hombre y que están fuertemente

influenciadas por prácticas agronómicas. La materia orgánica se considera un atributo clave de la calidad del suelo y del ambiente (Larson y Pierce, 1991) y está relacionada a muchas propiedades químicas, físicas y biológicas. La determinación de la materia orgánica en el suelo es relativamente sencilla, sin embargo, es difícil medir pequeños cambios en su contenido, por lo que el uso de otros indicadores puede ser de gran utilidad (Smith *et al.*, 2000). Aunque la Materia Orgánica (MO) es un factor importante para determinar la calidad del suelo, el contenido de Carbono Orgánico Total no debe ser considerado como un completo indicador, por lo que otras propiedades fisicoquímicas del suelo, y especialmente las fracciones de las Sustancias Húmicas (SH) requieren ser consideradas (Margherita *et al.*, 2006; Piccolo *et al.*, 1997). Por otro lado, la MO estable del suelo está conformada, en general, por moléculas de alto y bajo peso molecular, como los ácidos húmicos (AH) y los ácidos fúlvicos (AF), respectivamente, siendo bloques de compuestos aromáticos unidos básicamente por puentes de hidrógeno, que contienen gran cantidad de grupos funcionales: carboxílicos, hidroxilos, carbonilos, fenólicos, alcohólicos, enólicos, cetónicos e hidroxiquinonas (Osterberg *et al.*, 1993). Estas sustancias orgánicas tienen una alta reactividad y propiedades fuertemente dependientes del pH del suelo, por lo que constituyen una fuente de cargas variables de gran influencia sobre la capacidad de intercambio catiónico; además poseen tamaño coloidal, mostrando una elevada superficie específica y una alta afinidad por el agua (Stevenson, 1982).

El presente estudio se enfocó a evaluar el incremento de MO y SH por efecto del volumen radical de nopal y maguey, y su inoculación con *Glomus intraradices*. Además, se estimó la producción y calidad forrajera de agave y nopal, aunado al efecto de inoculación micorrízica.



## 2.1. Objetivos

**Objetivo General:** Estimar características biológicas y químicas en el volumen radical de nopal (*Opuntia* spp.) y maguey (*Agave americana*), y sus contribuciones forrajeras.

### **Objetivos Específicos:**

1. Cuantificar la colonización micorrízica de *Glomus intraradices* en el sistema radical de maguey y nopal.
2. Evaluar el efecto de la inoculación micorrízica sobre la producción de materia seca de agave y nopal.
3. Estimar el efecto de la inoculación micorrízica sobre la calidad nutricional de agave y nopal en base al contenido de proteína cruda, fibra y minerales.
4. Evaluar los cambios de contenido de materia orgánica, ácidos húmicos y ácidos fúlvicos en el volumen radical, por efecto del sistema radical del maguey, nopal liso forrajero y nopal nativo.
5. Estimar la dinámica de materia orgánica, ácidos húmicos y ácidos fúlvicos en el volumen radical por efecto de la inoculación micorrízica comercial y nativa de *Glomus intraradices*.

## 2.2. Hipótesis:

1. Los sistemas radicales de más del 90% de las plantas crean simbiosis con *Glomus intraradices*, por lo tanto, es necesario verificar y cuantificar dicha simbiosis en maguey y nopal.
2. La producción de materia seca de las especies vegetales responden en forma distinta, bajo las mismas condiciones ambientales, por lo tanto, se requiere evaluar la producción de materia seca del nopal y maguey y la influencia de la inoculación micorrízica.
3. El conocimiento de la calidad de las especies forrajeras de los agostaderos es importante para el diseño de estrategias de manejo sostenible, por lo tanto, es necesario estimar los componentes principales que determinan la calidad forrajera del nopal y maguey, y el efecto de la inoculación micorrízica.
4. El sistema radical de las plantas incrementa el contenido de materia orgánica en el volumen radical, por lo tanto, se requiere evaluar el grado de incremento de la materia orgánica y sus fracciones húmicas y fúlvicas, hecho por el sistema radical de maguey, nopal liso forrajero y nopal nativo, para observar la especie más apta como mejoradora del suelo.
5. Las micorrizas incorporan materia orgánica al suelo, por lo tanto, es importante estimar la modificación de la materia orgánica y sus fracciones húmicas y fúlvicas por la inoculación comercial y nativa de *Glomus intraradices*.



## 5. LITERATURA REVISADA

### 3.1. Antecedentes de *Glomus intraradices*

Las micorrizas son tan antiguas como las propias plantas, hecho deducido de la observación del primer fósil vegetal, el fósil *Aglaophyton* (Nicolson, 1975). El término “micorriza”, fue primeramente propuesto por el patólogo alemán Albert Franken 1885, y deriva del griego “*mykes*” (hongo) y “*rhiza*” (raíces) (Harrison, 1997). Las micorrizas son las asociaciones entre ciertos hongos del suelo y las raíces de las plantas. Cincuenta años antes de Franken, estas asociaciones ya eran consideradas como parasíticas, hasta que Hayman (1987) demostró que la colonización micorrízica era más bien simbiótica, puesto que los hongos se benefician con el suministro de carbohidratos provenientes de la planta, mientras que esta última se beneficia por la mayor cobertura de suelo a nivel de raíces facilitada por los hongos, aumentando la capacidad de absorción de nutrientes minerales y agua.

#### 3.1.1. Clasificación de los diferentes tipos de hongos micorrízicos.

Peyronel *et al.*, (1969) propuso dividir a las micorrizas en tres grupos: ectomicorrizas, endomicorrizas o micorrizas arbusculares y ectoendomicorrizas. La ectomicorriza o micorriza formadora de manto, está asociadas con las raíces de muchas especies arbóreas en las que ocasionan cambios morfológicos en la raíz al producirse la infección. Estas pueden incrementar su capacidad de absorción de fósforo al explorar más suelo por medio de hifas que se extienden

más allá de la zona radicular. Esta acumulación de P es posteriormente liberada al huésped en condiciones de deficiencia de este elemento. También se ha demostrado que este tipo de micorrizas producen fosfatasa extracelulares que pueden servir para reciclar P proveniente de restos vegetales. Son las más comunes en bosques de regiones templadas. Los hongos formadores de micorrizas arbusculares (endomycorrizas) pertenecen a la clase Zigomicetes y se caracterizan porque producen, a lo largo de su ciclo de vida, unas estructuras conocidas como arbuscúlos (en todos los casos) y vesículas (en la mayoría de ellos). Las vesículas son estructuras globosas e irregulares que actúan como órganos de reserva de lípidos. Los arbuscúlos son las estructuras responsables de la transferencia bidireccional de nutrientes entre los simbiontes, realizada en la interfase planta-hongo producida a este nivel (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1991). Las ectendomycorrizas colonizan de forma dual las raíces: externamente formando un manto cortical e internamente penetrando intracelularmente en el córtex.

### **3.1.2. Morfología y desarrollo de la simbiosis de *Glomus intraradices***

La colonización del hongo se extiende por la epidermis y el parénquima cortical, nunca penetra en la endodermis ni en los tejidos vasculares y meristemáticos (Harley y Smith, 1983); estableciendo una marcada diferencia con las infecciones radicales de hongos patógenos que sí penetran en los haces conductores y meristemas.

El proceso de formación de la simbiosis comienza con la germinación de las esporas de resistencia en el suelo, cuando las condiciones ambientales de temperatura y humedad son favorables (Bolan y Abbott, 1983). Tras la emisión del tubo o tubos germinativos, el micelio del hongo crece hasta encontrar una raíz hospedadora, donde forma entonces una estructura similar a un apresorio y penetra entre las células epidérmicas o a través de los pelos radicales. Después de la penetración comienza la colonización del tejido parenquimático de la raíz. En la capa interna de este tejido se forman los arbuscúlos, producidos por una ramificación masiva de la hifa después de penetrar la pared celular. La hifa ramificada se encuentra rodeada por la membrana plasmática de las células del parénquima cortical, siendo el espacio apoplástico producido entre la membrana plasmática y el hongo, la zona de intercambio de nutrientes. La vida de los arbuscúlos es muy corta, inferior a 15 días (David, 1994). Las vesículas se forman generalmente en los extremos de las hifas del hongo y pueden producirse a lo largo de todo el parénquima cortical colonizado; suelen aparecer más tarde que los arbuscúlos y son consideradas órganos de reserva, principalmente de lípidos (Beikby y Kidby, 1980; Cooper y Lösel, 1978). La colonización del hongo puede extenderse también mediante hifas exteriores (runners) por la superficie de la raíz y penetrar en ésta a intervalos irregulares (Sieverding, 1991). Cuando la infección interna está bien establecida, las hifas del hongo pueden crecer externamente desde la raíz de la planta hacia el suelo (micelio externo) y explorar un volumen de suelo inaccesible a las raíces; con ello la planta aumenta considerablemente su superficie de absorción, de 100 a 1000 veces (Gil, 1995), y por tanto su capacidad de captación de nutrientes y

de agua. Los hongos formadores de micorrizas arbusculares producen, normalmente, esporas a partir del micelio externo, y también en algunos casos, las forman en el interior de la raíz a partir de micelio interno. Las esporas de resistencia pueden permanecer inalteradas en el suelo por mucho tiempo, mientras que las hifas del hongo se colapsan tras una permanencia en suelo de 2 a 4 semanas si no encuentran una raíz hospedadora, (Bolan y Abbott, 1983).

### **3.1.3. Factores que influyen en la colonización de la micorriza arbuscular (MA)**

Para que se forme la colonización en un medio natural, se requiere la existencia de algún tipo de propágulo radical infectado con la MA en el suelo, la presencia de una planta susceptible, así como la especificidad de los hongos a las condiciones físicas, químicas y microbiológicas del suelo (Morton y Nenny, 1990). Azcon-Aguilar *et al.*, (1984) demostraron la interacción sinérgica entre *Azotobacter chroococcum*, *Rhizobium* y *Pseudomonas* sp., bacterias solubilizantes de fosfatos y reguladores del crecimiento, factores que permiten incrementar la colonización de MA en las plantas. El tamaño de las esporas y su localización, impiden que éstas puedan ser diseminadas por el viento. Su dispersión se debe principalmente a movimientos del suelo, contacto radical, y flujos de agua (Azcon *et al.*, 1984). Jaen (1989) y Harrison (1997) establecieron que al menos cuatro factores determinan el éxito para una eficiente colonización con MA:

- a) El genotipo de la planta, ya que existe un reconocimiento bioquímico y molecular.
- b) La expresión genética. Induce considerables cambios metabólicos, fisiológicos y morfogenéticos en ambos simbios, promoviendo la génesis de nuevos compuestos.
- c) La cantidad de fósforo disponible en la solución del suelo y la defensa de la planta.
- d) Los requerimientos de fósforo de la planta hospedera para lograr una mayor producción.

Al existir una menor cantidad de fósforo asimilable, en la solución del suelo, se incrementa la síntesis de la enzima fosfatasa, la cual inhibe a las lectinas y permiten el desarrollo de la micorriza y viceversa (Hayman, 1987).

Otros factores del suelo que participan en la colonización micorrízica son la temperatura, la humedad, el pH, el nivel de O<sub>2</sub> en la rizósfera y la luminosidad. La temperatura óptima para la colonización es de los 10 a los 30° C, inhibiéndose por completo a los 40 ° C. Las esporas no germinan bajo estrés hídrico, provocando colonizaciones deficientes ( Daniels, 1984). En suelos con escasa aireación, como los inundados, las esporas no germinan (Reid y Bowen, 1977). Las altas intensidades de luz estimulan una mayor síntesis de arbuscúlos ya que existe un alto suministro de carbohidratos (Hayman, 1974). Una disminución del 50% de la intensidad lumínica en tabaco, disminuyó el porcentaje de colonización de un 85 a un 31% (Gerdeman, 1968; Mosse, 1968).

Por otro lado, los hongos micorrízicos del género *Glomus*, prefieren suelos ligeramente alcalinos o neutros (Nelsen *et al.*, 1981).

#### **3.1.4. Relación de la micorriza arbuscular con la fertilidad del suelo.**

La sobrevivencia de la micorriza arbuscular es afectada por la adición de fertilizantes, aplicaciones de pesticidas, rotaciones de cultivos y factores climáticos (Gianinazzi, 1991). Generalmente una alta fertilización química con N, P, K conduce a una colonización mínima por parte de la micorriza arbuscular. La fertilización química aplicada puede disminuirse de un 50 a un 80% al incluir hongos micorrízicos, además, se ha calculado que de un 40 a un 50% de la cantidad aplicada es lixiviada (Harrison, 1997). La micorriza arbuscular aparentemente no desempeña un papel importante en la absorción directa del nitrógeno, pero se ha demostrado que incrementa la capacidad de fijación en las leguminosas (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1999). Por otro lado, altas tasas de fertilización nitrogenada, disminuyen la simbiosis micorrízica (Boisson-Dernier *et al.*, 2001). Se ha observado que el nivel de P en la solución del suelo está relacionado con la colonización micorrízica. Bajos niveles de P provocan niveles bajos de fosfolípidos en la membrana vegetal, conduciendo a una mayor exudación radicular, lo que estimula la colonización (Nelsen *et al.*, 1981). El fosfato es absorbido por las hifas, alrededor de 1000 veces más rápido que por difusión en la solución del suelo, luego se acumula en las vacuolas como polifosfatos. El polifosfato es degradado y un ion fosfato es transferido a la célula hospedadora (Le Tacon, 1985). Para la formación de los polifosfatos intervienen polifosfatoquinasas situadas en las hifas externas, mientras que en

la degradación de dichos gránulos intervienen las fosfatasas alcalinas (Estrada y Davies, 2001).

### **3.1.5. Beneficios de la micorriza arbuscular (MA).**

La MA proporciona múltiples beneficios a la planta hospedera dentro de los que destacan el incremento del potencial hídrico, la resistencia estomatal y la tasa fotosintética. Además, proporciona mayor resistencia a los suelos salinos e incrementa la longevidad de los pelos radicales. También se ha observado una mayor absorción de macro y micronutrientes y mejor tolerancia a toxinas del suelo y metales pesados (Hayman, 1987; Shenck y Siqueira, 1987; Subramanian *et al.*, 1995; Del Val *et al.*, 1999). En la naturaleza, las MA otorgan una amplia gama de beneficios a las plantas hospederas, ya que las hifas de éstas profundizan en el suelo considerablemente más que los pelos radiculares, aumentando la zona de absorción (Shenck, 1985). Recíprocamente, el hongo recibe de la planta carbohidratos, los cuales son transformados a glucógeno y manitol. La simbiosis MA es más requerida durante la etapa de floración y fructificación, la cual es asociada a grandes requerimientos de P, así como de altas tasas de respiración y fotosíntesis (Shenck y Siqueira, 1987; Reid, 1990; Harrison, 1997; Estrada y Davies, 2001). Estos beneficios son consecuencia de que las hifas del hongo exploran volúmenes del suelo mayores, desde cientos a miles de veces más. Un pelo radical puede poner a disposición de una raicilla, nutrientes y agua hasta 2 mm de la epidermis, mientras que las hifas pueden hacerlo hasta 80 mm y un cm de raíz colonizada puede tener hasta 134 cm de hifas, explorando un volumen de suelo 40 veces mayor (Hayman, 1987).



La MA acumula en la rizósfera compuestos fenólicos y lignifica las células corticales de la raíz, produce peroxidasa produciendo paredes celulares secundarias y suberización de las mismas, creando resistencia a microorganismos patógenos invasores. La micorriza también secreta enzimas pectolíticas, disolviendo las laminillas medias, permitiendo que las hifas crezcan a través de las regiones intercelulares. Las micorrizas sintetizan etanol, isobutanol, ácido butírico, etileno, monoterpenos, sesquiterpenos, ácido ascórbico, etileno, proteínas, isoflavonoides y fitoalexinas, compuestos que inhiben el crecimiento de hongos fitopatógenos como el *Pythium*, *Phytophthora* y *Phomes* (Allen *et al.*, 1980; Hayman 1987).

La MA afecta el balance hormonal como el ácido abscísico (ABA), ácido indolacético (AIA), citocininas, giberelinas, incrementando la longevidad y tamaño de la raíz, logrando así un mejor crecimiento y desarrollo vegetal (Gianinazzi, 1991). Se ha observado que las citocininas incrementan la tasa de intercambio de CO<sub>2</sub> y la conductancia estomatal, además, el ABA ejerce un fuerte control en el cierre de estomas aun en concentraciones tan bajas como 10<sup>-6</sup> M. Las plantas micorrizadas están mejor capacitadas para soportar condiciones de estrés durante el trasplante o en períodos de sequía y en suelos inestables, las hifas contribuyen a la agregación del suelo (Hayman, 1980; Goicoechea *et al.*, 1997).

### **3.1.6. La micorriza arbuscular y la erosión del suelo.**

La MA interviene en la estabilización de suelos sueltos y dunas, mediante la formación de agregados de arena por el micelio fúngico, donde intervienen las hifas y las raíces, quienes secretan exudados radicales pegajosos, enredando físicamente a los microagregados (Clough y Sutton, 1978; Tisdall *et al.*, 1997). En los ecosistemas perturbados por erosión, las poblaciones de MA nativas disminuyen drásticamente (Barea y Azcón-Aguilar, 1983) por lo que estos hongos deben ser incluidos en los programas de revegetación de suelos desnudos, considerando que este hongo debe de poseer una gran capacidad competitiva y una excelente eficiencia en la translocación de nutrientes (Mukerji *et al.*, 1988; Tisdall *et al.*, 1997).

### **3.1.7. Efecto de las micorrizas sobre la nutrición mineral de las plantas.**

Es un hecho universalmente aceptado que las micorrizas estimulan el crecimiento, desarrollo y nutrición de las plantas, especialmente en suelos de baja y moderada fertilidad, facilitando substancialmente la absorción de nutrientes, especialmente de P y de agua por la planta, que se traduce en un mayor crecimiento y desarrollo de las mismas. La expansión del micelio externo del hongo por el suelo rizosférico es la causa principal de este efecto, permitiendo la captación de los nutrientes más allá de la zona de agotamiento que se crea alrededor de las raíces, por la propia absorción de la planta (Jakonsen, 1992; Sanders y Tinker, 1973). El papel de la simbiosis es fundamental en la captación de elementos minerales de lenta difusión en los suelos, como los fosfatos solubles, el Zn y el Cu (George *et al.*, 1992).

La absorción de N también se favorece con la micorrización (Barea y Azcón-Aguilar, 1987). Otros elementos como el K y el Mg se encuentran a menudo en concentraciones más altas en las plantas micorrizadas (Sieverding, 1991). La absorción del Ca es estimulada también con la simbiosis MA (Plenchette et al., 1983). Por lo que respecta a los microelementos Zn, Cu y Bo, éstos son activamente absorbidos por las hifas del hongo y transportados hasta el hospedador (Gianinazzi-Pearson y Gianinazzi, 1983).

En las plantas micorrizadas se produce un aumento del contenido de agua, debido a un aumento de la conductividad hídrica de la planta o a una disminución de la resistencia al flujo de agua a través de ella. También se debe a una mayor absorción a través de la extensa red de hifas externas del hongo MA, extendidas más allá de la zona a la cual tiene acceso directo el sistema radical. La planta hace un mejor uso del agua y es capaz de recuperarse más rápidamente en caso de estrés hídrico (Cooper, 1984).

Se ha demostrado que los hongos que forman micorrizas arbusculares producen, además, un efecto positivo sobre las características edáficas. Una planta micorrizada que crece en suelos arenosos es capaz de agregar más partículas de suelo en sus raíces por unidad de masa que una planta no micorrizada (Sieverding, 1991). La formación de agregados del suelo puede ser un factor importante para disminuir su erosión. Otra condición limitante del suelo es el exceso de caliza, que contribuye a la fijación de oligoelementos, especialmente el hierro (Fe), cuya deficiencia causa la clorosis férrica. En relación a esta sintomatología, se ha podido observar que plantas de ciruelo

micorrizadas acumulan más hierro en sus tejidos foliares que plantas no micorrizadas (Pinochet et al., 1998).

### **3.1.8. Perspectivas agronómicas de las micorrizas arbusculares.**

La dependencia de la micorrización es el grado hasta el cual una planta depende de la condición de estar micorrizada para obtener un crecimiento óptimo a un determinado nivel de fertilidad de suelo (Gerdemann, 1975).

Se han realizado numerosos estudios en los que se demuestra que la inoculación artificial con hongos MA a especies de interés agrícola, incrementa la nutrición y el crecimiento de la planta, y le permite a su vez superar situaciones de estrés biótico y abiótico (Calvet y Camprubi 1996 a; Francl, 1993; Perrin, 1991).

Los efectos beneficiosos de la introducción artificial de inóculo micorrízico resultan más evidentes en suelos donde las poblaciones de hongos MA nativos no existen, o han sido eliminadas por empleo de prácticas agrícolas desfavorables para su desarrollo como la fumigación del suelo y el cultivo intensivo. La micorrización temprana de las plantas puede ser también interesante en situaciones en que la cantidad de inóculo MA en el suelo agrícola sea muy baja o por la existencia de un cultivo anterior no hospedador, y/o donde las poblaciones autóctonas no sean lo suficientemente agresivas y eficaces (Rhodes, 1984; Sieverding, 1991).

Se ha demostrado un efecto beneficioso de la inoculación temprana para la mayoría de los cultivos hortícolas y para los cítricos (Camprubí, 1994;

Grandison y Cooper, 1986; MacGuidwin, 1985; O'Bannon et al., 1979; Smith y Kaplan, 1988). Los beneficios económicos se derivan de una mayor y más uniforme producción, una mayor rapidez de crecimiento y entrada en producción de las plantas, una mejor calidad de la cosecha y un ahorro en fertilizantes, riego y productos fitosanitarios.

### **3.2. Producción y calidad forrajera de nopal y maguey**

La conservación del medio ambiente y el uso apropiado de residuos agrícolas y recursos naturales es un tema de mucha importancia. El nopal y maguey son usados en México de distintas formas. El maguey es utilizado en la destilación de mezcal, principalmente, aunque también es usado en la producción de aguamiel y pulque, y sus fibras son usadas en la industria textil. Por otro lado, el nopal es usado como cultivo para la producción de tuna, verdura y forraje. Además, ambas especies han demostrado sus cualidades como barreras vivas en la recuperación de suelos erosionados. Sin embargo, el uso de maguey y nopal como forraje es importante en las zonas semiáridas o áridas, ya que es una importante región del Norte de México, donde las sequías son recurrentes y el ganado y fauna dependen constantemente de ellas (Pinos-Rodríguez *et al.*, 2006; Anaya-Pérez, 2003).

#### **3.2.1. Aspectos fisiológicos en plantas del género *Agave* y *Opuntia*.**

El maguey y el nopal presentan metabolismo ácido de las crasuláceas. Este tipo de metabolismo se descubrió en especies de la familia Crassulaceae, razón

por la que a los vegetales que lo presentan se les denomina plantas CAM (por sus siglas en inglés). Este metabolismo se caracteriza por que los estomas se mantienen abiertos durante la noche para absorber CO<sub>2</sub>, en tanto que durante el día, los estomas permanecen cerrados para evitar la pérdida de humedad. Estas especies almacenan el CO<sub>2</sub> que fijan durante el periodo de oscuridad, por la enzima fosfoenol piruvato carboxilasa, en forma de ácidos orgánicos, por lo que tienden a incrementar la acidez por las noches. Se ha encontrado que las temperaturas cálidas nocturnas reducen la actividad de la mencionada enzima (Pimienta *et al.*, 2000), disminuyendo también la producción de azúcares y la consecuente acumulación de los mismos en los tejidos de reserva (Pimienta *et al.* 1999). El metabolismo CAM es un mecanismo de adaptación de las plantas de zonas áridas para facilitar la fotosíntesis y ahorrar agua (Nobel y Hartsock 1976, Kluge 1979, Nobel 1994).

### **3.2.2. Producción y calidad forrajera del maguey.**

Los desiertos son generalmente caracterizados como regiones® de baja productividad neta anual con producciones de hasta 0.1 kg m<sup>-2</sup> año<sup>-1</sup> de materias seca (Noy-Meir 1973). Sin embargo, especies individuales de plantas del desierto pueden producir cantidades superiores de materia seca ya que depende del tipo de planta (Smith y Nobel 1985). Por lo tanto, los líquenes pueden producir tan solo 0.01 kg m<sup>-2</sup> año<sup>-1</sup> y el *Amaranthus palmeri*, planta C<sub>4</sub>, puede producir 0.5 kg m<sup>-2</sup> en tan solo cuatro semanas (Ehleringer, 1983).

En agave, estudios de la producción de hojas nuevas separadas del cogollo y consideradas como indicadores del crecimiento en *Agave tequilana* revelan que esta especie crece durante todo el año. Sin embargo, en la estación invernal hay una disminución de la tasa de crecimiento, en comparación con el verano, época en que ocurre la temporada de lluvias en México, presentándose la mayor tasa de crecimiento del año (García, 2004). La productividad neta de *Agave deserti* durante el periodo húmedo de junio-octubre en el desierto sonorense fue de 5.7 ton ha<sup>-1</sup> (Nobel, 1984), encontrando que el estatus hídrico representa el 97% de la productividad.

Para producir mezcal, usualmente se utiliza la piña, el tallo y la parte basal de las hojas. El peso de la piña en *Agave tequilana* Weber representa el 54% del peso total de la planta, el resto de la parte alta de la penca es abandonado en el campo sin uso futuro (Iñiguez-Covarrubias *et al.*, 2001). Los restos principales de la producción de mezcal son las vinazas, el bagazo, las pencas de desvirado y los quites, los que son parcial y ocasionalmente utilizados para la alimentación animal durante la época seca. El bagazo del maguey está compuesto de fibras largas y los productores mencionan que tamaños de fibras mayores a 15 cm causan problemas digestivos y aun la muerte en bovinos y ovinos. Los bovinos, ovinos y caprinos muestran una diarrea severa cuando son alimentados completamente con maguey o pencas de desvirado (Pinos-Rodríguez *et al.*, 2006). Análisis realizados por Pinos-Rodríguez *et al.*, (2006) mostraron que la materia seca varia de 19.5 a 24% para magueyes menores a un año y de dos años, respectivamente. Las cenizas variaron de 12.7 a 9.9%



para magueyes menores a un año y magueyes de 2 años, respectivamente. En maguey menores a un año, la proteína cruda, FDN y azúcares totales fueron 3.1, 13.1 y 44.4%, respectivamente, mientras que en magueyes de dos años los valores fueron de 2.1, 10.3 y 64.2%, respectivamente. Para magueyes menores a un año y magueyes de 2 años, la digestibilidad *in vitro* a las 72 hrs, fue de 70.8 y 85%, respectivamente. Por los resultados mostrados anteriormente, se deduce que el uso de magueyes inmaduros no es conveniente ya que es bajo en azúcar y alto en saponinas. Las piñas del maguey tienen altos contenidos de carbohidratos totales y bajos porcentajes de FND, características nutritivas importantes. El contenido nutrimental en las hojas de tres especies de agaves (*Agave agustifolia*, *A. karwinskii* y *Agave spp.*) promedió 0.32, 4.47, 3.29 y 2.10% para P, Ca, K y Mg, respectivamente (Velasco-Velasco *et al.*, 2009), además de observar que la concentración mineral en el tejido foliar es mayor que en el tejido de la piña.

Harrison (1984) encontró que la digestibilidad *in vivo* para bagazo y pulpa de henequén (*Agave fourcroydes*) fue superior al 62%, demostrando que es un forraje con alto potencial nutritivo. En *Agave salmiana*, la digestibilidad *in situ* de maguey maduro mostró una alta tasa de digestibilidad, comparado con pencas de desvirado (López *et al.*, 2001). El consumo de forrajes puede ser incrementado reduciendo el tamaño de partícula para incrementar la densidad y la tasa de pasaje en el tracto digestivo (Van Soest, 1994). Corderos alimentados con bagazo completo no mostraron problemas digestivos e incrementaron 99 g día<sup>-1</sup> de peso corporal, sin embargo, corderos alimentados

con bagazo picado tuvieron mayores ganancias de peso (157 g día<sup>-1</sup>; Pinos-Rodríguez, 2006). Mezclas de silos de agave y alfalfa sobre la fermentación ruminal y el crecimiento de cabras fueron evaluados por Zamudio *et al.*, (2009), encontrando que el ensilado mejora la calidad nutricional, la digestibilidad ruminal y el consumo del silo de agave, al incrementar el nivel de alfalfa. Lo anterior muestra que el maguey es un ingrediente con buena digestibilidad en la alimentación de rumiantes, sin embargo, es difícil satisfacer los requerimientos de mantenimiento usando solo este ingrediente, por lo que debe de mezclarse con otros alimentos de mayor calidad (Arizpe, 1975).

### **3.2.3. Producción y calidad forrajera del nopal.**

El nopal es extensivamente utilizado como un alimento de ganado de emergencia durante épocas de extrema sequía, en áreas áridas y semiáridas del mundo (Le Houérou, 1994). Las plantas con Metabolismo de Ácido Crasuláceo, como *Opuntia ficus-indica* (L.) Miller, son generalmente consideradas con menor productividad que las plantas C<sub>4</sub> o C<sub>3</sub>. Sin embargo, las Opuntias son altamente eficientes en el uso de agua y soportan sequías y altas temperaturas. Estas características las hacen muy prometedoras para suelos pobres y con poca disponibilidad de agua para riego (Silva y Acevedo, 1985). La mayoría de las especies forrajeras mexicanas poseen espinas para protegerse de los herbívoros, lo que es el principal obstáculo en su uso como alimento de ganado. El problema es superado mediante el uso de técnicas simples, como quemadores de propano (Felker, 1995). Algunas especies de *O. ficus-indica* no tienen espinas, y son fácilmente consumidas por el ganado. La

textura del suelo y la precipitación son los principales factores relacionados con la productividad de *O. ficus-indica*. En suelos arenosos, la productividad varía de 3 a 9 t de MS ha<sup>-1</sup> año<sup>-1</sup> en áreas con 200 a 400 mm, en suelos profundos y arenosos, con una eficiencia promedio en el uso de agua de lluvia de 15 a 22,5 kg de MS ha<sup>-1</sup> año<sup>-1</sup> mm<sup>-1</sup>, respectivamente), cuando la competencia de la vegetación nativa es eliminada o reducida al mínimo (Le Houérou, 1996), aunque puede alcanzar 20 t ha<sup>-1</sup> año<sup>-1</sup> (Azócar y Rojo, 1991).

La composición mineral del nopal para N, Ca, Mg, K, y P reportado por Valdez-Cepeda *et al.*, (2003) y Magallanes *et al.*, (2003), así como Hernández (2004) promediaron 1.16, 4.35, 1.45, 4.47, y 1.47%, respectivamente.

Los cladodios viejos tienen menores contenidos de P que los cladodios jóvenes y los frutos (De Kock, 1980; Nobel, 1983; Hanselka y Paschal, 1990; Gregory y Felker, 1992). El nopal es reportado con alto contenido de Mg (Retamal *et al.*, 1987).

Las ventajas de la Opuntia incluyen alta producción de biomasa, buena palatabilidad y valor nutritivo, perennifolios, resistencia a sequía y adaptación al suelo (Monjauze y Le Houérou, 1965; Le Houérou, 1992; Nefzaoui *et al.*, 1993; Ben Salem *et al.*, 1996). Opuntia tiene altos contenidos de ceniza (260 g/kg MS) y agua (926 g/kg peso fresco), pero bajos contenidos de proteína cruda (58 g/kg MS) y fibra detergente neutra (185 g NDF por kg MS) (Ben Salem *et al.*, 1996). Los mismos autores informaron que el consumo de agua en ovejas se redujo substancialmente al incrementar los niveles de consumo de Opuntia.

### **3.3. La materia orgánica del suelo**

El suelo se define como la capa superficial de la corteza terrestre que contiene vida y sostiene plantas, conteniendo macro y microorganismos que durante su ciclo de vida y muerte generan elementos nutricionales para las plantas. La degradación de los suelos tiene gran importancia porque un suelo al perder o modificar sus características físicas, químicas o biológicas originales, cambia en la mayoría de las veces las condiciones para el óptimo desarrollo y crecimiento de la especie nativa o del cultivo adaptado a ese sitio antes de ser degradado (Estrada y Torres, 1998).

#### **3.3.1. Origen de la materia orgánica del suelo (MOS).**

Todo el carbono orgánico encontrado en el suelo proviene principalmente de las plantas, donde pueden distinguirse dos principales fuentes de carbono que entran al suelo: 1) Restos de raíces y partes aéreas de las plantas, contribuyen a la acumulación de la materia orgánica del suelo al humificarse, después de morir, 2) Los exudados radicales y otras sustancias orgánicas liberadas de las raíces en la rizósfera, llamados rizodepósitos (Kuzakov y Schneckenberger, 2004). La cantidad de MOS está fuertemente influenciada por la zona agroecológica del suelo y de las prácticas de uso y manejo del mismo (Sitaula *et al.*, 2004) porque afecta la respiración del suelo, el flujo de carbono (C) y la fijación del C en el suelo. Los suelos de bosques de coníferas tienen 10% menos respiración que bosques de hoja ancha, mientras que los pastizales tienen 20% mas respiración que los bosques (Raich y Tufekciogul, 2000). La rizodeposición no ha sido suficientemente investigada porque los resultados

observados en fisiología vegetal en laboratorio, sobre exudados radicales pueden solo ser usados parcialmente, en condiciones reales (Kuzyakov y Schneckenberger, 2004). Sin embargo se ha observado que la proporción de C transportada a la parte subterránea en cereales y usada para el crecimiento radical, respiración y exudados disminuye durante el desarrollo de la planta (Keith *et al.*, 1986; Swinnen *et al.*, 1994).

La formación del humus y los agregados estables del suelo, así como su translocación e incorporación a la MOS, se lleva a cabo en el perfil del suelo profundo, donde es menos biodisponible, ocasionando que se desintegre más lentamente (Nelson *et al.*, 1994). La cantidad de C mineralizable es un indicador de la calidad de la MOS afectada por la actividad microbial y la dinámica de nutrientes y parte del almacén de MOS no humificado, es balanceado por la incorporación de residuos vegetales y su dinámica de persistencia y descomposición (Stemmer *et al.*, 2000). Un cambio microbial rápido, es acompañado por un ciclo de vida más corto (Gregorich *et al.*, 1995). Collins *et al.*, (1992) reportó que la respiración de C del suelo indica la actividad metabólica total de los organismos; el CO<sub>2</sub>-C emitido, es una estimación útil del almacén mineralizable de C orgánico en los suelos. Kuzyakov y Schneckenberger (2004) reportaron 10, 1.5 y 10.5% del C total asimilado para el crecimiento radical, rizodeposición y respiración radical, respectivamente, tanto en trigo como en cebada, sin embargo, poseen fuertes variaciones entre estudios ya que la rizodeposición es subestimada y la respiración es sobreestimada, por lo que robustamente, se puede concluir que la mitad del C

transportado a la región radical es incorporado a tejido, un tercio es respirado por la raíz y los microorganismos, y el resto permanece en el suelo y microorganismos (17%). Los pastizales pueden rizodepositar más del 65% de C asimilado (Meharg y Killham, 1990; Zagal, 1994), incorporando en los primeros 10 cm de suelo hasta un 40% de C y un 16% entre los 30-40 cm, en 5 años (Garten y Wulfschleger 2000).

Aunque en los últimos años se ha generado importante información del crecimiento aéreo y desarrollo del nopal, estudios de raíces de cactáceas son muy escasos (Hills, 1995). El sistema radical del nopal se presenta en las capas superficiales del suelo, donde la presencia de agua es heterogénea en tiempo y espacio (Drennan and Nobel, 1998; Nobel, 2001), provocando el desarrollo lateral del primordio (Nobel *et al.*, 1991). Estudios realizados por Snyman (2004), muestran que la parte radical representa el 11% de la biomasa total de la planta en *Opuntia ficus indica* y *O. robusta*. En caña de azúcar (*Saccharum sp.*), la respiración edáfica y el aporte de materia orgánica por la hojarasca y el sistema radical fueron medidos, donde se calculó que el sistema radical constituye el principal contribuyente de materia orgánica, con 2.50 t ha<sup>-1</sup> al año de, mientras que la hojarasca aporta 1.22 t ha<sup>-1</sup> al año, ya que la mayor parte es quemada (Hernández *et al.*, 1995).

### **3.3.2. Teorías de la síntesis de sustancias húmicas.**

En cuanto a la formación de las SH existen diversas teorías. Dentro de cada teoría existen múltiples reacciones químicas e intervienen varias sustancias, de

lo que deriva su alto peso molecular y complejidad de dichas sustancias. La mayor parte de las veces, las sustancias húmicas se forman mediante una unión de las teorías existentes pero está cobrando fuerza la idea de que se generan en su mayor parte debido a reacciones de condensación de quinona procedentes de polifenoles (Schnitzer y Khan, 1978). Felbeck (1971) menciona cuatro hipótesis para la formación de estos materiales:

a) Hipótesis de la alteración vegetal. Aquí se menciona que los tejidos vegetales que son resistentes a la degradación microbiana, como la lignina, son alterados superficialmente en el suelo para formar las sustancias húmicas. Por lo tanto, la naturaleza de las sustancias húmicas está fuertemente influenciada por el material de la planta original. Aquí se menciona que en las primeras etapas de humificación, se forman los ácidos húmicos y huminas, que después son subsecuentemente degradados a ácidos fúlvicos y finalmente a CO<sub>2</sub> y agua.

b) Hipótesis de la polimerización química. Esta hipótesis plantea que los residuos vegetales son degradados por los microbios a moléculas más pequeñas, que después son usadas por los microorganismos como fuentes energéticas y estructurales. Los microbios sintetizan fenoles y aminoácidos, que posteriormente son liberados al ambiente, donde son oxidados y polimerizados a sustancias húmicas. La naturaleza del material vegetal original, no afecta el tipo de sustancias húmicas que son formadas.



- c) Hipótesis de la autólisis celular. Se basa en que las sustancias húmicas son productos de la autólisis de células vegetales y microbianas después de su muerte. Los residuos celulares resultantes se condensan y se polimerizan vía radicales libres.
- d) Hipótesis de la síntesis microbial. Los microorganismos usan los tejidos vegetales como fuentes energéticas y de C para sintetizar intracelularmente, materiales húmicos de alto peso molecular. Después que los microbios mueren, estas sustancias son liberadas al suelo, por lo que representan los primeros estados de humificación, seguida por la degradación microbial extracelular para convertirlos en ácidos húmicos y fúlvicos, y finalmente en CO<sub>2</sub> y agua.

Es difícil decidir cual hipótesis es la más válida, ya que los cuatro procesos ocurren simultáneamente, aunque bajo ciertas condiciones, alguna puede dominar. Sin embargo, lo que las cuatro hipótesis sugieren es que los materiales más complejos y con alto peso molecular son formados inicialmente y luego degradados a materiales con menor peso molecular (Schnitzer y Khan, 1978).

### **3.3.3 Propiedades e importancia de las sustancias húmicas.**

La materia orgánica del suelo consiste de una mezcla de residuos de plantas, microbios, insectos; materia orgánica disuelta y materia orgánica estable. Esta última, puede ser agrupada en sustancias húmicas (SH) y sustancias no húmicas (SNH). Las SNH incluyen a aquellas que pueden ser reconocidas física

o químicamente como carbohidratos, aminoácidos, grasas, ceras y ácidos grasos de bajo peso molecular, que pueden ser degradadas relativamente rápido (Gregorich *et al.*, 1995). Las SH son oscuras, ácidas, predominantemente aromáticas, hidrofóbicas, químicamente complejas y cuyos pesos moleculares varían de pocos cientos a varios miles. Las SH son usualmente divididas en tres principales fracciones: ácidos húmicos (AH), que es soluble en álcalis diluidos pero precipitan en soluciones ácidas, ácidos fúlvicos (AF), es la fracción húmica que permanece en solución al extraer el AH, y huminas, fracción que no puede ser extraída por ácidos ni bases diluidas (Schnitzer y Khan, 1978). Estas fracciones surgen de la degradación química y biológica de los residuos animales y vegetales; y de las actividades de los microorganismos.

Dentro de las características importantes de las SH destaca la habilidad de formar complejos solubles e insolubles en agua con iones metálicos e hidróxidos e interactuar con arcillas y compuestos orgánicos. Los AF forman un complejo soluble en agua con metales y compuestos orgánicos tóxicos que disminuyen las concentraciones en la solución del suelo y en los niveles de los mantos freáticos (Schnitzer y Khan, 1978). La capacidad de las SH para absorber agua y nutrientes para las plantas fue una de las primeras observaciones, posteriormente se observó que mejora la estructura del suelo, modifica el pH y la actividad y biomasa microbial (Nziguheba *et al.*, 2005). También se ha observado que las SH tienen capacidad quelatante, la cual forma complejos estables con muchos cationes polivalentes, mejorando la

disponibilidad de nutrientes para las plantas y disminuyendo la pérdida por lixiviación. Sin embargo, la capacidad de intercambio catiónico es de las más notorias ya que de un 20 a un 70% de la capacidad de los suelos depende de la presencia de materia orgánica (Stevenson F J, 1982).

Las sustancias húmicas afectan el crecimiento de las plantas al comportarse como hormonas del crecimiento (Cacco y Dell'Agnola, 1984). En muchos sistemas, las sustancias húmicas se comportan como verdaderas auxinas, sin embargo, hasta recientemente, no había sido demostrado que contuvieran sustancias similares a las auxinas (Nardi *et al.*, 1996). Muscolo *et al.*, (1998) demostró que el ácido indolacético está presente en las sustancias húmicas pero en concentraciones insuficientes para justificar su actividad bioquímica en la fisiología vegetal. La incertidumbre con respecto al mecanismo por el cual las sustancias húmicas estimulan la bioquímica de las plantas es también debido a la heterogeneidad de las sustancias húmicas y la dificultad de su caracterización, por lo que los intentos de relacionar la estructura húmica a la actividad bioquímica ha producido resultados contrastantes. Mato *et al.*, (1972) y Pflug y Ziechmann (1981) encontraron que los grupos funcionales carboxílicos e hidroxílicos de las sustancias húmicas están relacionados a la actividad bioquímica. Vaughan *et al.*, (1974) y Nardi *et al.*, (1991) establecieron que los componentes húmicos de bajo peso molecular incrementan el metabolismo vegetal. Por otro lado, Malcom y Vaughan (1979) y Nardi *et al.*, (1991) reportaron que los componentes húmicos de alto peso molecular están igualmente activos. En el suelo, los constituyentes húmicos de bajo peso

molecular son incorporados en macroestructuras con alto peso molecular. La disociación de ambas sustancias en la superficie radical es controlada por los ácidos orgánicos presentes en los exudados (Nardi *et al.*, 1996; Tan, 1998), sin embargo, en suelos boscosos, la separación de las fracciones de alto peso molecular con baja actividad y las fracciones de bajo peso molecular con actividad biológica no es tan evidente como en suelos de cultivo (Berton, 1994), lombicomposta (Nardi *et al.*, 1991) y leonardita (Piccolo *et al.*, 1992). Por otro lado, la composición isotópica de la materia orgánica del suelo está ligada al ciclo fotosintético de la planta, ya que en suelos templados, la materia orgánica del suelo de plantas C<sub>3</sub>, contienen principalmente <sup>13</sup>C (Gregorich *et al.*, 1996).



## 6. MATERIALES Y MÉTODOS

### 4.1. Localización

El presente trabajo se realizó en la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León, ubicada en Marín, N. L. México, a 25° 53' latitud norte, 100° 03' longitud oeste y una altitud de 375 msnm. Este trabajo consiste de dos experimentos.

### 4.2. Análisis de inoculación micorrízica.

En este experimento se colocaron seis tratamientos derivados de un arreglo factorial 3 X 2, con tres especies: nopal nativo (*Opuntia lindheimeri*) maguey (*Agave americana*) y nopal liso forrajero (*Opuntia spp.*); y dos tipos de inoculación: inoculado comercialmente (IC) e inoculado naturalmente, al no esterilizar el suelo (IN). La inoculación comercial se realizó mediante el biofertilizante de *Glomus intraradices* producido en el Campo Experimental General Terán (CEGET) del Instituto Nacional De Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), el cual contiene mínimo 20 propágulos g<sup>-1</sup>. Este experimento se realizó con riego parcial y en macetas de 19 L con perforaciones en la base. Se aplicó un riego cada 30 días. Cada tratamiento contó con 8 repeticiones, analizando 4 repeticiones por tratamiento a los 6 meses y el resto a los 18 meses.

La colonización de cada fecha fue analizada independientemente para las variables de interés en este trabajo, las cuales fueron porcentaje de colonización y conteo de esporas. Se uso el diseño experimental completamente al azar y se analizó mediante el programa SPSS V15 (2006). Se aplicó la prueba de Tukey cuando fue necesario. De cada volumen radical se quitó con mucho cuidado suelo hasta conformar 2 kg de suelo por cada unidad experimental, tratando de que el suelo fuera de donde se observaba mayor cantidad de raíces. Este suelo fue secado al aire, pesado y tamizado para utilizarlo en los análisis de materia orgánica. El resto del sistema radical fue lavado y las raicillas analizadas. Se analizaron las 24 unidades experimentales en dos días consecutivos.

Para determinar el porcentaje de colonización de raíces que presentaron micorrizas, se utilizó la técnica descrita por Giovannetti y Mosse (1980), la que consiste en realizar 5 submuestras con 4 segmentos de 1 cm cada submuestra. Por cada unidad experimental se analizaron 20 cm de raíz. Únicamente se registró como micorriza a las hifas que estaban conectadas a un arbusculo o vesícula. La colonización se calculó por la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Colonización} = \frac{\text{Número de Segmentos de Raíz Colonizado}}{\text{Número Total de Segmentos de Raíz Observados}} \times 100$$

Las raíces se prepararon por la metodología descrita por Phillip y Hayman (1970), donde las raíces se lavaron con agua y después se limpió el exceso de la misma, luego se colocaron las raicillas en tubos de ensaye y se agregó KOH al 10% y se puso a baño María, en el microondas, durante 20 segundos. Se

eliminó la potasa y se sumergieron las raíces en agua oxigenada alcalinizada a un pH de 8 con  $\text{NH}_4\text{OH}$ . Se dejó reposar por 20 minutos y se procedió a lavar las raíces con agua para quitar los excesos de agua alcalinizada. Luego se acidificaron las raíces con HCl 1% durante 20 minutos, eliminando posteriormente el ácido. Para teñir las raíces se le agregó una solución de fuschina ácida al 0.5% y se puso a baño María en el microondas por 20 segundos. Finalmente, las raicillas se colocaron en un vidrio de reloj, se separaron y se cortaron en trozos de 1 cm. Se agregó lactofenol para mejorar la visión en el microscopio y se montaron en el portaobjetos (4 trozos por portaobjetos). Los porcentajes de colonización de las raíces, se transformaron a la raíz cuadrada del arcoseno (Cornwell *et al.*, 2001). Estos datos transformados se analizaron estadísticamente.

Para el conteo de esporas, se pesaron 100 g de suelo seco y se colocaron en 600 ml de agua. Se agitaron y dejaron reposar por 20 min. El sobrenadante se pasó por cribas del número 20, 60 y 400. Las esporas se contabilizaron del filtrado del tamiz 400, colocándolos en 40 mL de agua. Se contabilizaron las esporas de cinco submuestras de 10  $\mu\text{L}$ , promediándolas para obtener el contenido de esporas de esa muestra. Este promedio se multiplicó por 4,000 para obtener el contenido de esporas por 100 g de suelo seco y se analizaron estadísticamente.

#### **4.3. Análisis de producción y calidad forrajera**



Para el presente trabajo, el nopal (*Opuntia lindheimeri*) y el maguey (*Agave americana*) fueron plantados en 3 bordos a nivel, preparados con tractor y pala mecánica en abril de 2006. Cada bordo fue considerado como Bloque. Los bordos midieron 80 cm de ancho y 50 cm de altura, en forma triangular, donde la longitud fue de 200 m y con una separación de aproximadamente 30m entre bordos. Cada bordo fue sembrado con 30 plantas por tratamiento para asegurar la sobrevivencia de suficientes unidades experimentales para la evaluación de los tratamientos. El diseño experimental fue bloques al azar bajo un arreglo factorial 2 x 2, con dos tipos de inoculación (comercial y nativa) y las dos especies antes mencionadas. Cabe mencionar que el nopal liso forrajero fue también sembrado pero fue consumido por liebres (*Lepus californicus*) principalmente. Para el análisis estadístico se utilizó el programa SPSS V15 (2006). Cuando se requirió hacer comparación de medias, se usó el método de Tukey.

La inoculación comercial se realizó con *Glomus intraradices*, biofertilizante producido por INIFAP, el cual contiene como mínimo, 20 propágulos  $1\text{ g}^{-1}$  de inóculo. A cada planta inoculada se le proporcionó 25 g de inóculo, esto es, mínimamente 500 propágulos. Para inocular con la cepa nativa de *Glomus intraradices*, simplemente se sembraron en el mismo suelo. Este experimento se condujo bajo condiciones de temporal.

Las variables evaluadas fueron Ceniza, Ca, P, PC, NDF y Porcentaje de materia seca (MS), a un año después de su siembra. Sin embargo, la producción de materia seca por planta (MS planta<sup>-1</sup>), se evaluó a 1, 2 y 3 años.

Dos cladodios representativos de cada unidad experimental de nopal; y la hoja de una año y la hoja recién liberada del cogollo del maguey, fueron cortados en tamaños de 5 a 10 cm y colocados en una estufa de secado a 60 °C durante 72 h para evaluar su contenido de materia seca; posteriormente, las muestras fueron pasadas por un molino Wiley equipado con malla de 2 mm. Las muestras fueron analizadas posteriormente para PC (AOAC, 1990), FDN (Van Soest *et al.*, 1991), P y Ca (Fick *et al.*, 1976). Se contabilizaron las pencas de las plantas muestreadas que brotaron durante el año, para estimar la producción de MS planta<sup>-1</sup>.

#### **4.4. Análisis de Suelos**

Las variables analizadas en el suelo, fueron el porcentaje de materia orgánica, ácidos fúlvicos y ácidos húmicos en el suelo colectado de las macetas donde se observó la colonización micorrízica, pero a diferencia de la colonización micorrízica, aquí se incluyó como factor el tiempo (Mes), esto es, se consideraron tres tiempos, suelo inicial, suelo a los 6 meses y suelo a los 18 meses, para poder observar el comportamiento de la materia orgánica y las fracciones húmicas.

La materia orgánica, se analizó por medio del método de Walkley y Black (1934). El contenido de ácidos húmicos y fúlvicos se analizó por medio de la tecnología desarrollada por Swift (1996) y modificada por López (2002). El principio de esta metodología se basa en la extracción y fraccionamiento de la materia orgánica del suelo mediante la extracción de la materia húmica, con

NaOH en caliente, y precipitación posterior del ácido húmico por adición de  $\text{H}_2\text{SO}_4$ , quedando en disolución el ácido fúlvico. Para el análisis de cada muestra, se pesaron 5 g de suelo tamizado en una malla de 2 mm de diámetro. Después se agregaron 100 mL de NaOH 0.5N y se colocó en baño María por 3 h a 60° C. Dado que el suelo de este trabajo era bajo en materia orgánica, al finalizar las 3 h de calentamiento, se dejó reposar la muestra hasta el día siguiente, para mejorar la extracción húmica. Posteriormente se decantó el NaOH 0.5N y el suelo húmedo se centrifugó a 3000 rpm por 10 min para obtener la mayor parte del NaOH 0.5N. Luego se pesó el NaOH 0.5N recuperado porque es necesario para calcular la cantidad de ácido húmico o fúlvico. Al NaOH 0.5N con el extracto húmico se le agregó  $\text{H}_2\text{SO}_4$  7N para bajar el pH a 4, para precipitar el ácido húmico, cuidando de no bajar el pH a menos de 3, ya que se solubiliza nuevamente el ácido húmico. Se dejó flocular durante 10 min. Después se centrifugó durante 5 min a 5000 rpm para separar el precipitado (ácido húmico) de la solución (ácido fúlvico).

Para determinar la cantidad de ácidos húmicos, se disolvió el precipitado en la menor cantidad de NaOH 0.5N y se agregaron 25 mL de  $\text{KMnO}_4$  0.1N y 25 mL de agua destilada. Se hirvió la solución 10 min y después de enfriarse se le agregaron 25 mL de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  7N, más 25 mL de oxalato de amonio 0.1N, quedando la solución incolora. Finalmente se valoró a retroceso con  $\text{KMnO}_4$  0.1N hasta que la solución se tornó rosa y persistió por más de 30 s y el volumen gastado de este reactivo es usado para calcular el ácido húmico.

Para determinar la cantidad de ácidos fúlvicos, se tomó 25 mL de la solución que se separó del precipitado de los ácidos húmicos, se pesaron y se le añadieron dos gotas de rojo de metilo y se valoraron con NaOH 5N hasta el punto de viraje de dicho indicador. Luego se toma otra porción de 25 mL de la misma solución y se le agrega la cantidad de NaOH 5N usada para el viraje del indicador rojo de metilo, para neutralizar la solución de ácidos fúlvicos. Se agregaron 25 mL de  $\text{KMnO}_4$  0.1N y 25 mL de agua destilada. Se hirvió la solución 10 min y después de enfriarse se le agregaron 25 mL de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  7N, más 25 mL de oxalato de amonio 0.1N, quedando la solución incolora. Finalmente se valoró a retroceso con  $\text{KMnO}_4$  0.1N hasta que la solución se tornó rosa y persistió por más de 30 s y el volumen gastado de este reactivo es usado para calcular el ácido húmico.

Se ha demostrado empíricamente que cada mL de  $\text{KMnO}_4$  0.1N gastado en la valoración, corresponde a 1.02 mg de ácido húmico o fúlvico. La fórmula para calcular los ácidos húmicos o fúlvicos debe considerar los volúmenes de  $\text{KMnO}_4$  0.1N y oxalato de amonio 0.1N agregados a la solución ya que oxidaron y redujeron fracciones húmicas, por lo que la fórmula para calcular los ácidos es

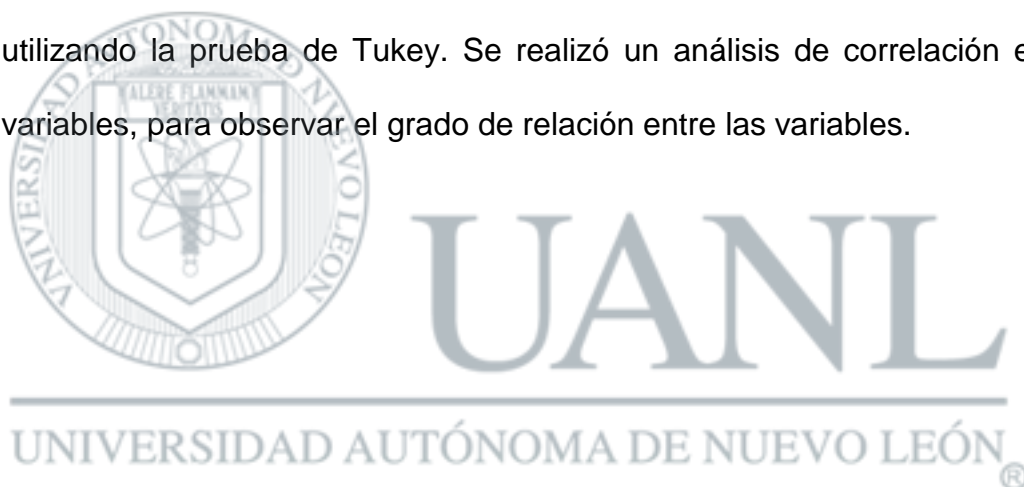
$$\frac{1.02(V \text{ KMnO}_4 + 25 \text{ mL H}_2((\text{NH}_4)\text{C}_2\text{O}_4)_2 + 25 \text{ mL KMnO}_4) 100}{1000P}$$

Donde el factor 1000 es para transformar los mg a g

$P$  es el peso de la muestra

El factor 100 es para expresar en porcentaje los gramos de los ácidos húmicos y fúlvicos, sin embargo, dado que los porcentajes fueron muy pequeños, tanto ácidos fúlvicos como húmicos se analizaron como partes por millón (ppm).

Los porcentajes de MO y ppm de AF se analizaron estadísticamente, bajo un diseño completamente al azar en localidades, ya que las condiciones ambientales se consideran distintas al ser distintas fechas de muestreo. Para estos análisis estadísticos se uso el paquete computacional SAS (1996). Los AH solo se detectaron en el mes 18 y en muy bajas cantidades por lo que fueron analizados estadísticamente mediante un arreglo factorial bajo el Diseño Completamente al Azar utilizando SPSS V15 (2006). Las medias de los tratamientos fueron considerados significativamente diferentes ( $P \leq 0.05$ ), utilizando la prueba de Tukey. Se realizó un análisis de correlación entre las variables, para observar el grado de relación entre las variables.



## 7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 5.1. Inoculación micorrízica

La inoculación de *G. intraradices* fue positiva en las tres especies involucradas, tanto a los seis meses como a los dieciocho meses.

Los valores para la variable colonización micorrízica fueron transformadas a la raíz cuadrada de arcoseno para homogenizar la varianza (Cornwell et al., 2001), sin embargo, los datos presentados son promedios de valores sin transformar. A los seis meses se encontró diferencia significativa para la interacción de especies con el tipo de inóculo (Anexo I), por lo que el comportamiento de la colonización micorrízica por efecto de la inoculación fue menor con el inóculo comercial solo en nopal liso forrajero (NLF), lo que puede apreciarse en la Figura 1.

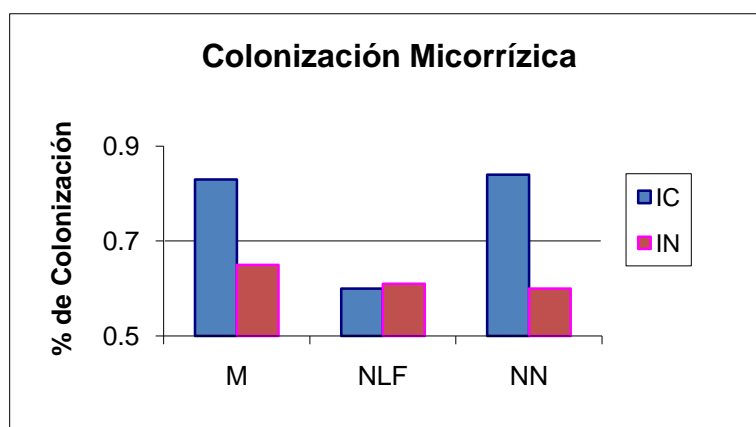


Fig. 1. Colonización micorrízica a los 6 meses de inoculación

La colonización de las plantas se realiza entre los 100 y 200 días, ya que son los tiempos reportados por la literatura (Velasco-Velasco *et al.*, 2001; Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1999) para una correcta colonización tanto en condiciones de invernadero y como temporal.

La colonización micorrízica a los 18 meses no mostró significancia para ningún factor ni su interacción (Figura 2 y Anexo 2).

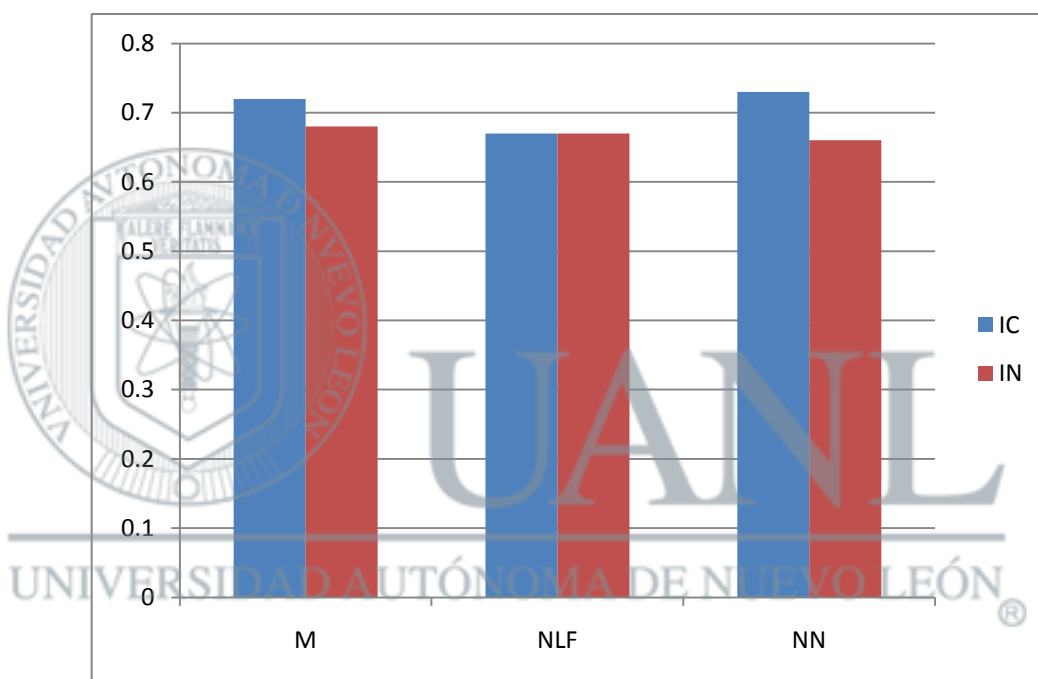


Fig. 2. Colonización micorrízica a los 18 meses de inoculación

No obstante, no hay que confundir algunos conceptos, tal es el caso de la capacidad infectiva con la capacidad efectiva de los hongos micorrízicos arbusculares. El hablar de que un determinado hongo no coloniza en abundancia, no es sinónimo de que no sea efectivo (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1999). Existen hongos que colonizan en baja proporción, pero que sus efectos son altamente significativos en su potencial de estimulación del crecimiento o como agentes de control biológico. Por el contrario, existen hongos que llegan a



colonizar a sus hospedantes abundantemente y sus efectos en la promoción del crecimiento son bajos o nulos.

Los datos de colonización promedio para M, NN y NLF para el mes 6 fueron de 73.8, 71.9 y 60.6%, respectivamente, observándose hifas, arbuscúlos, esporas y vesículas en las células corticales lo que indica una asociación funcional. Los anteriores resultados, coinciden con los reportados en la literatura. Rodríguez (2002) encontró que *Agave salmiana* presentó un 85 % de colonización de micorrizas nativas después de 6 meses de inocularlo. En *Agave angustifolia* se encontró una fuerte asociación con propágulos micorrízicos donde la colonización simbiótica de las raíces varió del 42 al 95% (Armenta *et al.*, 2003). En *Opuntia robusta* Pimenta *et al.*, (2003) reportaron 70% de colonización micorrízica en ecosistemas desérticos de Zacatecas, durante la época húmeda. Krian *et al.*, (1989) encontraron una colonización micorrízica entre un 30 y un 100% en *Opuntia sp.*, correspondiendo principalmente, a los géneros *Glomus* y *Gigaspora*.

Dado que la inoculación comercial tuvo efecto significativo en la colonización micorrízica de Maguey y Nopal Nativo, esta podría ser una estrategia para mejorar la resiembra de estas especies en áreas sujetas a erosión.

El conteo de esporas 100 g<sup>-1</sup> mostró significancia para el tipo de especie e inoculación solo a los 6 meses. A los dieciocho meses no mostró ningún tipo de significancia (Anexos 3 y 4). El promedio para el conteo de esporas por especie y tipo de inoculación se presenta en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Conteo de esporas en 100 g de suelo a los 6 y 18 meses

Esporas en 100 gr de suelo a los 6 meses			
	Inoculación Comercial	loculación Nativa	Media
maquey	10400	7200	8800a
nopal liso forrajero	6200	3600	4900b
nopal nativo	12000	6200	9100a
Media	9533a	5666 b	
Esporas en 100 gr de suelo a los 18 meses			
	Inoculación Comercial	loculación Nativa	Media
maquey	7280	7200	7240a
nopal liso forrajero	6820	5760	6290a
nopal nativo	7200	6820	7010a
Media	7100a	6593a	

Se observó mayor cantidad de esporas en las plantas inoculadas comercialmente, aunque a los 18 meses, solo se observó tendencia numérica y no estadística. En general hubo mayor esporulación a los seis meses que a los dieciocho meses, sin embargo no se realizó análisis estadístico por carecer de relación alguna. Montiel y Olivares (1997) reportan esporas de los géneros *Gigaspora*, *Glomus* y *Acaulospora* en *Opuntia matudae* y *O. robusta*, cuantificando alrededor de 350 esporas por muestra, sin embargo no especifican el tamaño de muestra. Por otro lado, Dhillon y Gardsjord (2004) reportan de 100 a 400 esporas por 100 gr de suelo en pastizales boreales. El uso de esporas es no confiable para estimar la colonización de micorrizas porque diversos hongos producen esporas en varias épocas de año y en diferentes cantidades. Además, la viabilidad de esporas declina rápidamente en el suelo, por lo que pocas esporas pueden estar disponibles para el conteo en un momento dado (Smith y Read, 1997). Sin embargo, en este estudio, tanto la colonización micorrízica como el conteo de esporas tuvieron una alta correlación ( $r = 0.679$ ), la cual se muestra en el Anexo 5.

## 5.2 Producción y calidad forrajera

### *Producción forrajera*

La producción de materia seca por planta ( $\text{MS planta}^{-1} \text{ gr}$ ) tuvo diferencia significativa para el efecto de especie y tiempo (meses). El factor tipo de inoculación, las dobles interacciones y la triple interacción, no tuvieron significancia (Anexo 9). Los resultados encontrados, muestran diferencias muy marcadas en la producción de estas especies, favoreciendo al maguey (Figura 3). El maguey produjo en el primer año más materia seca que el nopal nativo al segundo año y el 50% de lo que produjo en el tercer año.

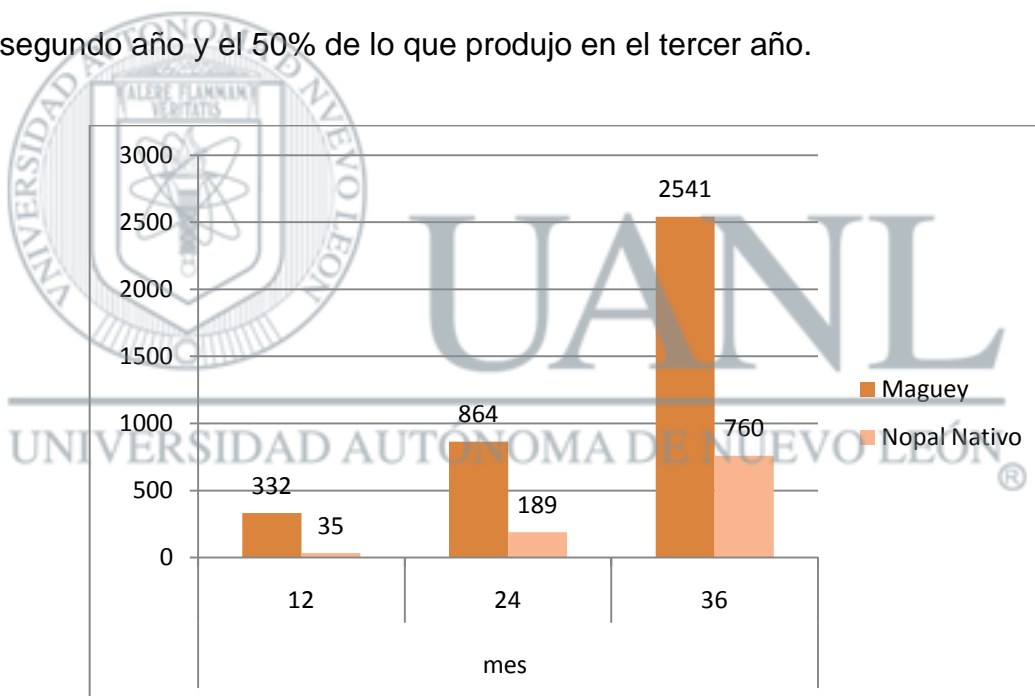


Fig. 3. Promedios productivos de  $\text{MS planta}^{-1} \text{ año}^{-1}$

Al realizar una regresión lineal simple para la producción de maguey, con la variable dependiente  $\text{MS planta}^{-1}$  y, mes como variable independiente, esta fue

altamente significativa ( $P < 0.01$ ) y con una  $R^2 = 0.8$ . Se obtuvo la siguiente ecuación:

$$Y = -962.9 + 92.03mes$$

Al forzar la constante en cero se genera la tendencia lineal esperada (Figura 4).

La regresión lineal simple para nopal nativo, usando la misma variable dependiente e independiente se especifica en la ecuación:

$$Y = -397.3 + 30.2mes$$

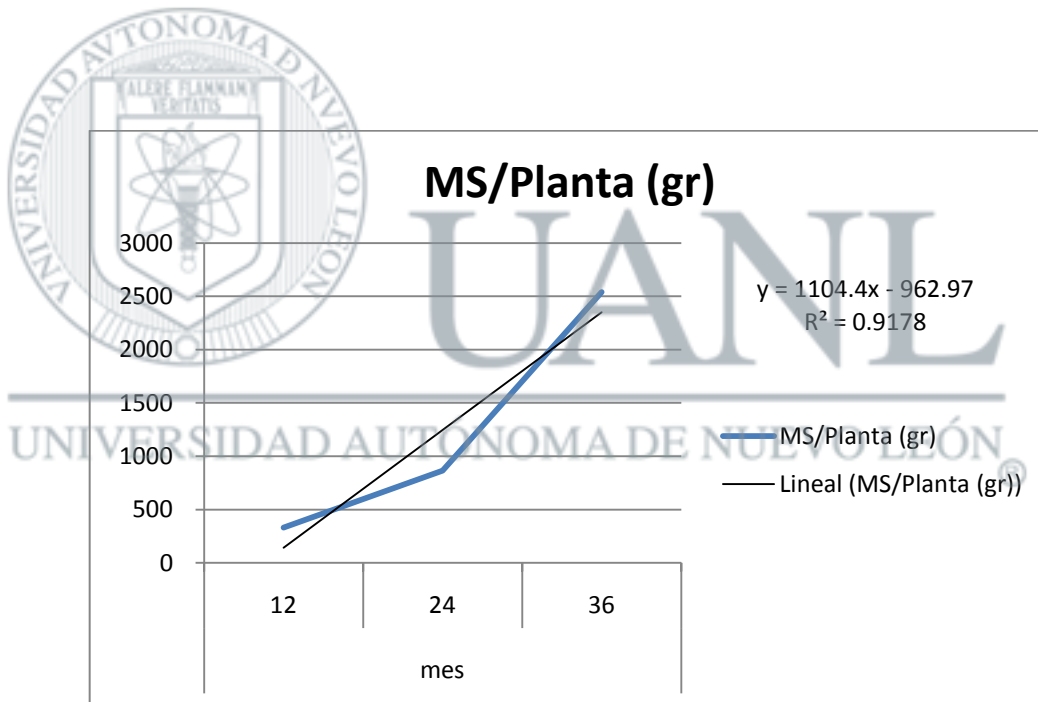


Fig. 4. Tendencia lineal de  $MS\ planta^{-1}$  del maguey respecto al tiempo (meses).

Igualmente, forzando la constante en cero generó la tendencia lineal esperada (Figura 5).

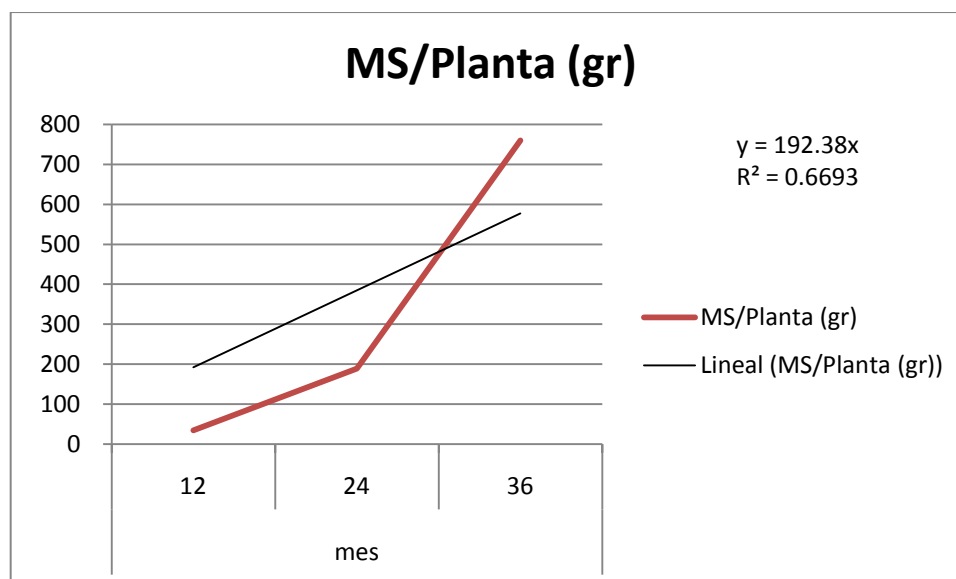


Fig. 5. Tendencia lineal de la MS planta<sup>-1</sup> del nopal nativo respecto al tiempo (meses).

Martínez (1994) encontró que 750 plantas de agave producen alrededor de 6.1 t de MS h<sup>-1</sup>. Igualmente, Hamilton (1992) reportó que 1250 plantas de *Opuntia*, producen 3.5 t de MS h<sup>-1</sup>. Aquí se encontró que el maguey y el nopal produjeron 2.5 y 0.76 kg de MS planta<sup>-1</sup>, respectivamente, que extrapolando a una hectárea, corresponderían a 1.905 y 0.95 t de MS h<sup>-1</sup>, lo que se explica porque son plantas inmaduras, de tres años de edad y las que pasaron por dos años secos. Los resultados encontrados en este trabajo, demuestran el potencial productivo de maguey y nopal bajo condiciones de temporal.

### **Calidad forrajera**

Los análisis estadísticos no detectaron efecto de la inoculación en ninguna de las variables evaluadas para determinar la calidad forrajera, lo que significa que las micorrizas nativas pueden sustituir la biofertilización comercial en estas

especies y bajo condiciones de temporal (Cuadro 2). Resultados similares fueron reportados para *Opuntia matudae* (Vargas *et al.*, 2004), sin embargo, en *Agave cocui* se encontró efecto positivo a la inoculación (Naranjo-Briceño *et al.*, 1998).

La MS fue significativamente mayor para agave (14.15%), comparado con nopal (10.59%), mostrando que aun en épocas secas, el nopal mantiene reservas hídricas (Cuadro 3, Anexo 7). Estos resultados coinciden con los reportados por Fuentes- Rodríguez (1997b) y Gutiérrez *et al.*, (2007), donde se observa la consistencia del alto contenido de humedad en estas especies.

El efecto de especie fue significativo para Ceniza, P, y MS, sin mostrar efecto de interacción. PC y NDF mostraron efecto de interacción (Cuadro 3).

Cuadro 2. Calidad forrajera de maguey y nopal nativo inoculado con cepas comerciales y nativas. Efecto de Inoculación micorrízica.

Variable	Inoculación		Error Estándar
	Comercial	Nativa	
Materia Seca, %	12.07	12.67	0.61
Proteína Cruda <sup>C</sup> , %	6.53	5.78	0.25
Fibra Detergente Neutro <sup>C</sup> , %	34.11	33.18	1.07
Cenizas <sup>C</sup> , %	18.80	19.03	0.40
Fósforo <sup>C</sup> , %	0.10	0.093	0.006
Calcio <sup>C</sup> , %	8.09	7.98	0.27

<sup>a,b</sup> Medias en la misma hilera con distinta letra difieren ( $P < 0.05$ )

<sup>c</sup> Contenido expresado en base a la Materia Seca.

PC mostró interacción entre los efectos principales (Figura 6), comportándose mejor el nopal inoculado con la cepa comercial (7.6%). Estos resultados coinciden con Gutiérrez *et al.*, (2007) en nopal Liso Forrajero y Copena F-1, sin

embargo Fuentes-Rodríguez (2007b) reporta contenidos menores (4%) para *O. lindheimeri*. En maguey, Martínez (1994) encontró 4.5 y 4.6% de PC para *A. atrovirens* y *salmiana*, respectivamente, valores similares a los encontrados en este trabajo, mientras que Fraps (1932) reportó 7.4% para *A. americana*. Estos resultados reflejan que estas especies forrajeras requieren suplementación proteica para la producción de rumiantes domésticos (National Research Council, 1981 y 1994). El nivel proteico en nopal forrajero cultivado puede ser incrementado mediante fertilización nitrogenada (González, 1989).

Cuadro 3. Calidad forrajera de maguey y nopal nativo inoculado con cepas comerciales y nativas. Efecto de especie forrajera.

Variable	Variedad		Error Estándar
	Maguey	Nopal Nativo	
Materia Seca, %	14.15 <sup>a</sup>	10.59 <sup>b</sup>	0.61
Proteína Cruda <sup>c</sup> , %	5.57 <sup>b</sup>	6.75 <sup>a</sup>	0.25
Fibra Detergente Neutro <sup>c</sup> , %	25.17 <sup>b</sup>	42.12 <sup>a</sup>	1.07
Cenizas <sup>c</sup> , %	18.15 <sup>b</sup>	19.72 <sup>a</sup>	0.40
Fósforo <sup>c</sup> , %	0.12 <sup>a</sup>	0.07 <sup>b</sup>	0.006
Calcio <sup>c</sup> , %	8.07	7.99	0.274
<sup>a,b</sup> Medias en la misma hilera con distinta letra difieren (P<0.05)			
<sup>c</sup> Contenido expresado en base a la Materia Seca.			



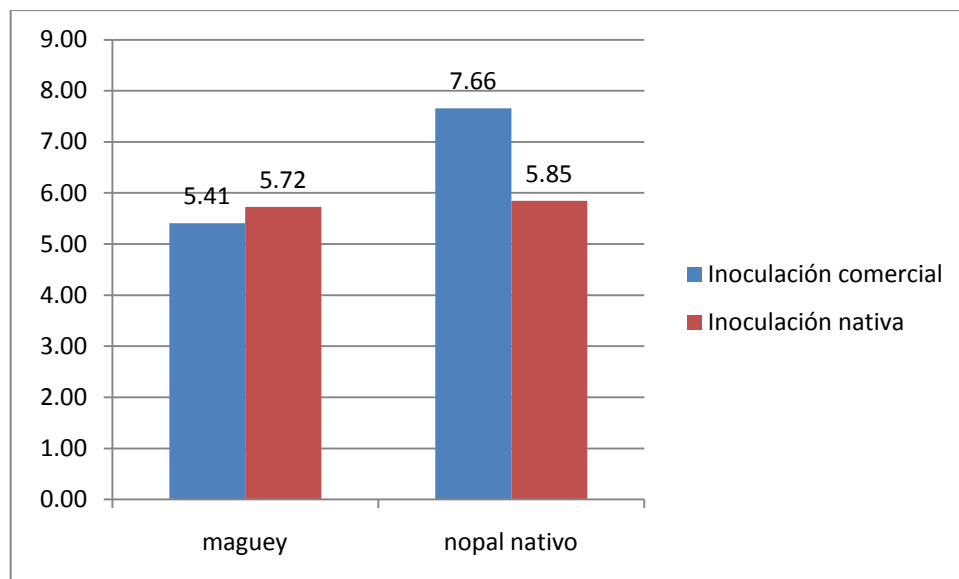


Fig. 6. Interacción Especie – Tipo de Inoculación para la variable proteína cruda.

El contenido de NDF, también mostró interacción, teniendo mejor y peor comportamiento la cepa comercial y la cepa nativa en nopal (Figura 7). En nopal Liso Forrajero y Copena F-1, se encontraron valores de alrededor de 17% (Gutiérrez et al., 2007, Fuentes-Rodríguez, 1997). El NDF está compuesto por celulosa, hemicelulosa, lignina y sílice, principalmente y a medida que se incrementa su valor, disminuye su digestibilidad, disminuyendo la cantidad que los animales pueden consumir.

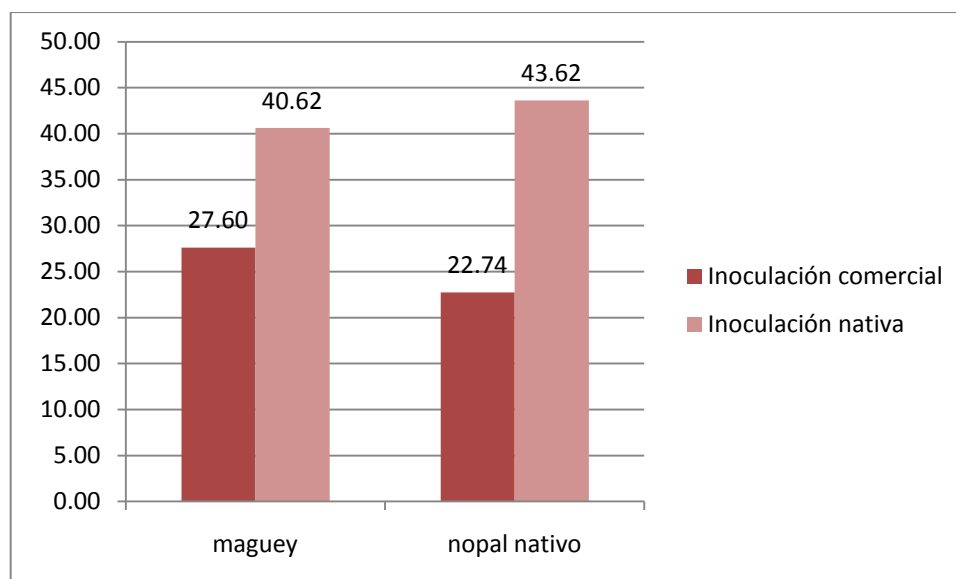


Fig. 7. Interacción Especie – Tipo de Inoculación para la variable FDN.

El contenido de ceniza fue de 18.15 y 20.08% para agave y nopal, respectivamente (Cuadro 3). En *A. americana*, Fraps (1932) encontró 12.3% de cenizas, mientras que Laksevela y Said (1970) reportaron 15.6% en *A. fourcroydes*. En *Opuntia*, Gutiérrez *et al.*, (2007) encontró 30.5% y Fuentes-Rodríguez (1997b) 25.5%. Tanto el maguey como el nopal, muestran altos contenidos de cenizas, al compararlos con zacate buffel (Ramírez-Lozano, *et al.*, 2001) (*Cenchrus ciliaris*), el cual contiene alrededor del 11.6%, disminuyendo fuertemente la materia orgánica. No obstante, ambas especies son utilizadas en épocas de estiaje.

Aun y cuando el maguey tuvo mayor porcentaje de P que el nopal, ambas especies contienen bajas cantidades. Gutiérrez *et al.*, (2007) encontró en las variedades de Liso forrajero y Copena F-1 valores de alrededor de 0.08%, coincidiendo con lo encontrado en este trabajo (Cuadro 3).

Para la variable Ca, no se encontró efecto significativo para ningún factor, resultados que coinciden con los encontrados por Gutiérrez et al., (2007) en nopal Liso Forrajero (*Opuntia sp.*) y Copena F-1 (*Opuntia sp.*). En agave, no se localizó literatura sobre análisis bromatológicos de Ca. El Cuadro 3 resume las variables de producción y calidad, de maguey y nopal.

### 5.3. Materia orgánica del suelo

La materia orgánica no presentó diferencia significativa para ningún factor estudiado a excepción de la interacción especie – mes ( $P=0.011$ ) (Anexo 14). El resultado de esta interacción muestra una inconsistencia en el contenido de MO, ya que la cantidad de MO en el suelo inicial (Mes 1) fue de 1.63 %, y el contenido de MO en NLF y mes 18 fue de 1.62%, lo que pudo deberse a error de muestreo. Al observar la gráfica de especie – inoculación, se observa claramente como el NLF tuvo un contenido de MO de 1.54% bajo el efecto de la inoculación nativa. Las Figuras 8 y 9 muestran las interacciones mostradas por los factores estudiados, donde se observa que la inoculación comercial y el mes 18 tienden a ser superiores, sin embargo, el comportamiento de NLF crea el efecto de interacción (Anexo 14).

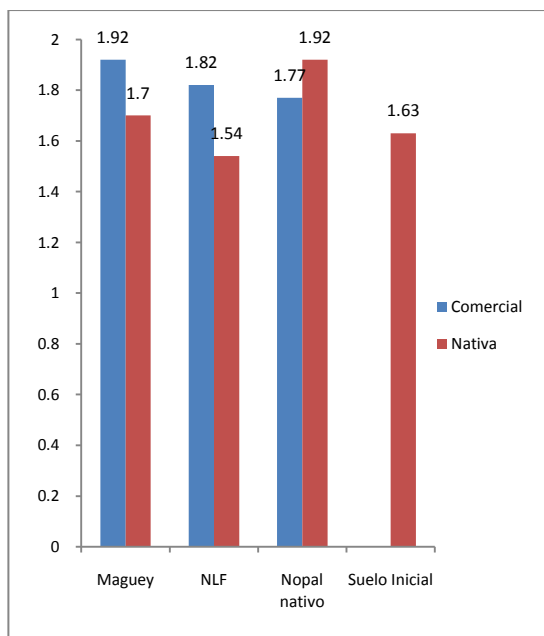


Fig. 8. Interacción especie-inoculación mostrada por el contenido de MO.

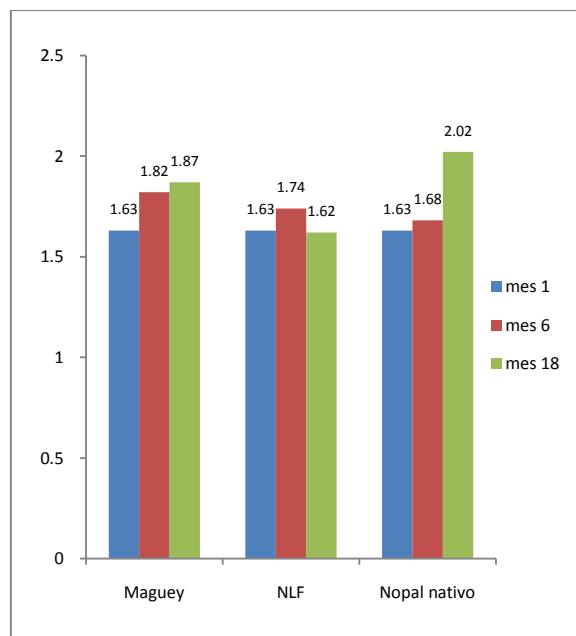


Fig. 9. Interacción especie-mes mostrada por el contenido de MO.

Las medias de la materia orgánica (%) de los factores estudiados se presentan en el Cuadro 4. Al analizar estos resultados se observa que en promedio, el maguey y el nopal nativo incrementaron 13.5% el contenido de esta variable con respecto al suelo inicial. Al extrapolar estos resultados a una hectárea, a una profundidad de 10 cm y con una densidad de  $1.35 \text{ gr cm}^{-3}$ , se encontró que el sistema radical incrementaría la materia orgánica en  $2.97 \text{ t ha}^{-1}$ . La inoculación comercial y el mes 18 incrementarían  $2.83$  y  $2.7 \text{ t ha}^{-1}$ , respectivamente. El menor incremento se presentó en NLF, quien solo incorporaría  $675 \text{ kg ha}^{-1}$ .

Cuadro 4. Media de la materia orgánica e incrementos respecto al suelo inicial.

ESPECIE	Media	Error típ.	% de incremento	Incremento neto	MO incrementada (t)
Maguey	1.85%	0.052	13.50%	0.22%	2.97
Liso Forrajero	1.68%	0.052	3.07%	0.05%	0.675
Nopal Nativo	1.85%	0.052	13.50%	0.22%	2.97
Suelo Desnudo	1.63%	0.073	0.00%	0.00%	0
INOCULACION	Media	Error típico.	Incremento	Incremento numérico	
Comercial	1.84%	0.042	12.88%	0.21%	2.835
Nativa	1.72%	0.038	5.52%	0.09%	1.215
MES	Media	Error típ.	% de incremento	Incremento neto	
1	1.63%	0.073	0.00%	0.00%	0
6	1.74%	0.042	6.75%	0.11%	1.485
18	1.83%	0.042	12.27%	0.20%	2.7

Los resultados del aporte de materia orgánica por el sistema radical muestran valores inferiores a los obtenidos por Avilán *et al.*, (1981), los cuales fueron entre 3.47 y 6.49 t ha<sup>-1</sup> en caña de azúcar y pastos cultivados, respectivamente. Maestre (1985), en un trabajo sobre dinámica del crecimiento radical en caña, señala valores de aporte del sistema radical entre 5.26 y 6.82 t/ha al año, dos a 12 veces superiores a los encontrados en este trabajo. Las diferencias en este caso pueden ser explicadas por el tipo de especie y las condiciones agroecológicas (Sitaula *et al.*, 2004). La rizodeposición no ha sido suficientemente investigada ya que los resultados observados en laboratorio, pueden solo ser usados parcialmente, en condiciones reales (Kuzakov y Schneckenberger, 2004). Los resultados de este trabajo apoyan la idea de que el sistema radical y los microorganismos asociados son el principal contribuyente de materia orgánica al suelo (Godbold *et al.*, 2006).

La materia orgánica del suelo, la constituyen todos los restos vegetales, animales y microbiales, sin embargo, es importante determinar las fracciones estables del suelo, que son las que mayormente inciden en la capacidad de intercambio catiónico. Estas fracciones estables de la materia orgánica del suelo están constituidas por ácidos húmicos y fúlvicos, principalmente.

Los AF en este trabajo, no mostraron diferencias significativas para ningún efecto principal ni interacción (Anexo 15). Las medias de los distintos tratamientos por efecto de la conjugación de los tres factores y sus respectivos niveles se presentan en el Cuadro 5. Este cuadro muestra que el contenido de ácidos fúlvicos domina en el mes 6, a excepción del nopal nativo con inoculación nativa y mes 18, sin embargo, en el suelo inicial y el suelo del mes 6, no se detectaron ácidos húmicos. Los ácidos húmicos se detectaron hasta el mes 18, lo que puede explicar la disminución de ácidos fúlvicos del mes 6 al mes 18, ya que los constituyentes húmicos de bajo peso molecular son incorporados en macroestructuras con alto peso molecular. La disociación de ambas sustancias en la superficie radical es controlada por los ácidos orgánicos presentes en los exudados (Nardi *et al.*, 1996; Tan, 1998).

Cuadro 5. Interacción de los factores para la variable materia orgánica.

Especie	Inoculación	Mes	Media (ppm)	
Nopal Nativo	Nativa	18	20.91	a
Nopal Nativo	Nativa	6	20.25	b
Nopal liso forrajero	Nativa	6	20.2	b
Nopal Nativo	Comercial	6	19.96	c
Maguey	Comercial	6	19.78	d
Nopal liso forrajero	Comercial	6	19.7	d
Nopal liso forrajero	Nativa	18	19.5	d
Maguey	Nativa	6	19.32	d
Maguey	Comercial	18	19.21	d
Nopal Nativo	Comercial	18	19.13	d
Maguey	Nativa	18	19.03	d
Nopal liso forrajero	Comercial	18	18.64	d
Suelo Inicial	Nativa	1	18.39	d

La Figura 10 muestra la interacción no significativa que existe entre la especie y el tipo de inoculación para la variable AF (ppm). Se registró mayor AF en los nopales con inoculación nativa e inversamente con maguey. Como se ha mencionado anteriormente, las diferencias en este caso pueden ser explicadas por el tipo de especie, las condiciones agroecológicas (Sitaula *et al.*, 2004) y el relativo corto periodo de estudio (Doane *et al.*, 2003)

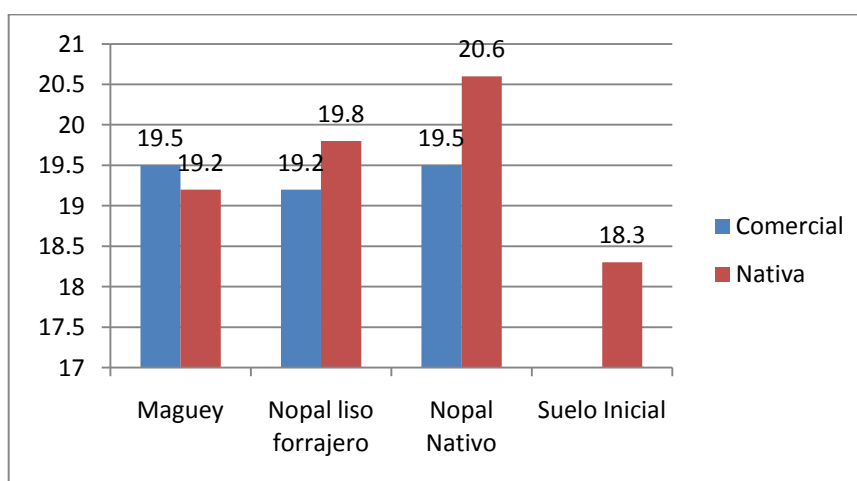


Fig. 10 Interacción de especie y tipo de inoculación para AF (ppm)



La Figura 11 muestra los promedios de AF de los factores principales, donde se aprecia que la Especie (sistema radical) tiene mayor efecto en el incremento de los AF. Aparentemente el mes 6 produjo mayores cantidades de ácidos fúlvicos, sin embargo, no se detectaron AH. La inoculación nativa incrementó más los AF que la inoculación comercial. La adición de estiércol y el sistema radical de pasto Rhodes en tepetate, incrementaron la materia orgánica, sin modificar el contenido de los ácidos fúlvicos y húmicos (Hernández *et al.*, 1995). La determinación de la estructura molecular de las sustancias húmicas actualmente ha sido olvidada por la mayoría de los químicos, ya que han fallado los esquemas de fraccionamiento clásico para separar los componentes de la MO, donde son distintos cinética y funcionalmente; además, modelos con multidepósitos de MO que describen mejor la dinámica de la MO, en periodos cortos e intermedios, miden en años la mayoría de la fracción activa; en décadas, las reservas de descomposición lenta y en siglos las reservas más persistentes (Magdoff *et al.*, 2004). Por lo tanto, los estudios de corto tiempo en balance de C proporcionan poca interpretación de los procesos de cambio de específicas fracciones húmicas (Doane *et al.*, 2003).

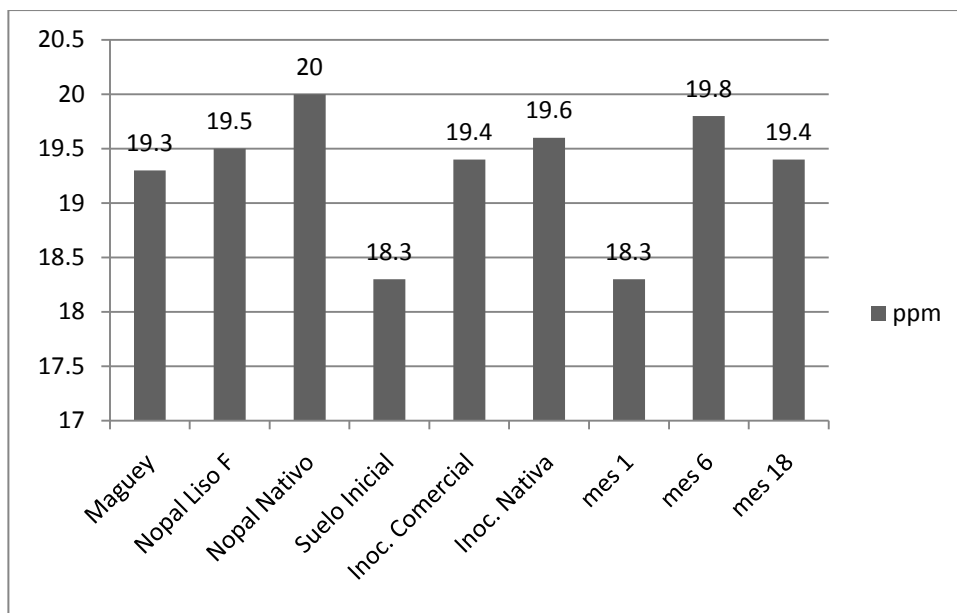


Fig. 11. Promedios de ácidos fúlvicos de los factores principales

Los ácidos fúlvicos fueron la forma más abundante de la materia orgánica estable, esta circunstancia se atribuye a la naturaleza de los residuos aportados al suelo por los sistemas radicales. Los valores correspondientes a los ácidos húmicos fueron inferiores. Estos resultados coinciden con los reportados por Bayer *et al.*, (2002) y García *et al.*, (2005). Aun cuando los ácidos fúlvicos son mayores, estos pueden ser lixiviados fácilmente o bien, degradados a CO<sub>2</sub> en el proceso de mineralización.

Los ácidos húmicos no se detectaron en el suelo inicial ni en el suelo analizado a los 6 meses. Por esta razón, solo se analizó estadísticamente a los tratamientos de las distintas especies a los 18 meses. AH fue estadísticamente diferente para la interacción especie – tipo de inoculación y para el factor principal tipo de inoculación (Anexo 15). La Figura 12 muestra como la micorriza

nativa incrementó mayormente el AH en Maguey y Nopal Nativo y contrariamente en Liso Forrajero. Los valores promedio de los AH variaron de 6.01 a 6.82 ppm. Aun cuando estas cantidades son pequeñas, muestran el beneficio potencial que los nopales y agaves pueden aportar a suelos con bajos contenidos de materia orgánica.

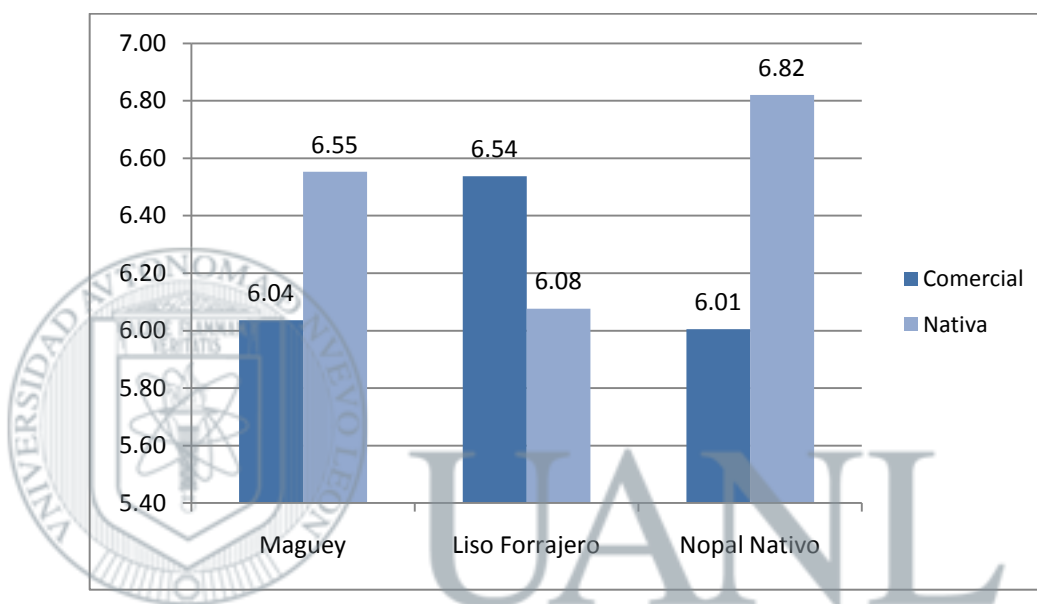
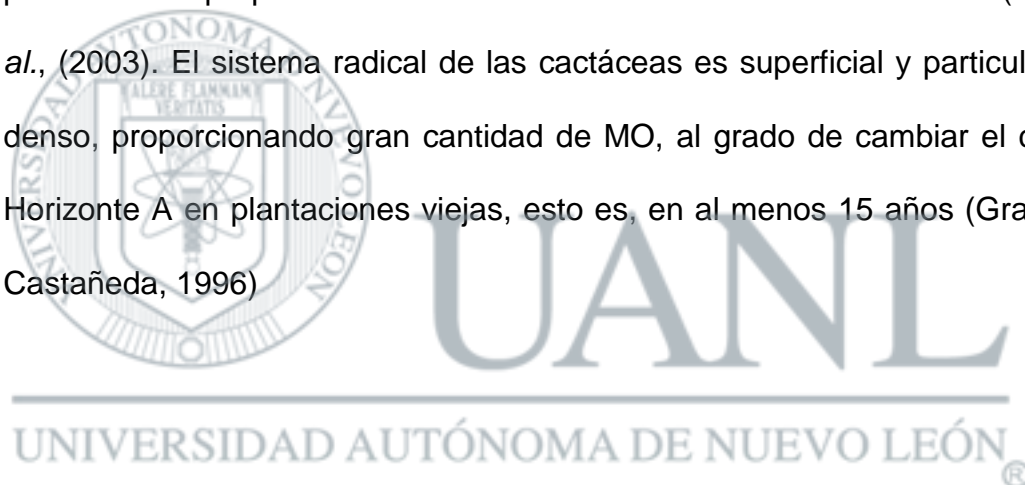


Fig. 12. Interacción especie – tipo de inoculación en la variable AH (ppm).

La MO es el componente más complejo y menos entendido de los suelos. Su contenido varía de 0.2% en suelos desérticos hasta 80% en algunos Histosoles, sin embargo, los suelos minerales cultivados varían del 1 al 4% en el Horizonte A. La mayor porción de MO consiste de moléculas orgánicas recalcitrantes llamadas humus, siendo su naturaleza química muy variable y no bien entendida, aunque ya se ha identificado a la glomalina, quien es sintetizada por las hifas de micorrizas arbusculares (Magdof y Weil, 2004), siendo un movimiento cuantitativamente importante para la transferencia de C a la MO del

suelo (Godbold, *et al.*, 2006). Bayer *et al.*, (2002) reportaron que suelos manejados bajo labranza de conservación tuvieron 7.55 t ha<sup>-1</sup> y 741 kg ha<sup>-1</sup> de C y N, respectivamente, que suelos con labranza convencional, en un estudio de 9 años, sin embargo, cambios en el contenido de C en el suelo, en periodos cortos de tiempo, como en este estudio (18 meses), regularmente producen resultados confusos debido a errores asociados con los muestreos de suelo y análisis de laboratorio, por lo que las evaluaciones de la dinámica a largo plazo son más recomendables, ya que las técnicas de laboratorio son insensibles para detectar pequeños cambios en el contenido de C de los suelos (Doane *et al.*, (2003). El sistema radical de las cactáceas es superficial y particularmente denso, proporcionando gran cantidad de MO, al grado de cambiar el color del Horizonte A en plantaciones viejas, esto es, en al menos 15 años (Granados y Castañeda, 1996)



## 8. CONCLUSIONES

1. La colonización micorrízica mostrada en estas especies fue mayor para NN y M, demostrando que para fines de conservación y rehabilitación de áreas erosionadas, estas muestran mayor factibilidad de éxito, sin embargo, es un proceso complejo gobernado por factores genéticos entre el hospedero y el hongo, los que interactúan con el ambiente, modificando el patrón de la colonización.
2. El conteo de esporas en suelo fue elevado para las tres especies, sin embargo, existió una diferencia significativa para M y NN. La inoculación mediante esporas de *Glomus intraradices* se logra con 100 esporas viables, por lo que la cantidad de esporas en las tres especies involucradas es bastante aceptable, garantizando la colonización micorrízica futura.
3. La producción forrajera de maguey fue muy superior a la de nopal nativo, en este periodo de tiempo, sin embargo debe considerarse que el nopal es una planta más longeva que el maguey.
4. La calidad forrajera de ambas especies es similar, basado en los datos colectados, ya que el nopal nativo fue mejor en cuanto a proteína cruda y el maguey tuvo menor FND, siendo dos de las características más importantes que determinan la calidad de un forraje.

5. La materia orgánica y ácidos fúlvicos del suelo no fueron incrementados por el efecto de ninguno de los factores estudiados, presentando interacción significativa en la materia orgánica para los factores especie- mes, lo que puede deberse a errores de muestreo y/o insensibilidad de las técnicas de laboratorio empleadas, debido al relativo corto periodo de estudio.
6. Los AH solo se detectaron en el mes 18 y en pequeñas cantidades, siendo más altas para los suelos del maguey y nopal nativo.



## 9. LITERATURA CITADA

1. Alarcón A, Ferrera-Cerrato R. 1999. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. *TERRA*. 17(3):179-191.
2. Allen M F, Moore T S, Christensen M. 1980. Phytohormone changes in *Bouteloua gracilis* infected by vesicular-arbuscular mycorrhizae. L. Cytokinin increases in the host plant. *Can. J. Bot.* 58:371-374.
3. Anaya-Pérez M A. 2003. Historia del uso de *Opuntia* como forraje en México. En: El nopal (*Opuntia* spp.) Como Forraje. Mondragón-Jacobo C y Pérez-González S. (Eds). Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, Italia.
4. A.O.A.C 1990. Association of Official Analytical Chemists. Official Methods of Analysis, 13th. Ed. Washington, D.C.
5. Arizpe G P: 1975. Digestibilidad del maguey. Tesis de licenciatura. Facultad de Agronomía. Universidad Autónoma de Nuevo León. Monterrey, Nuevo León.
6. Armenta A D, Sánchez A, Cervantes T, Higuera I, Esqueda M. 2003. Hongos Filamentosos y Micorrízicos Asociados con *Agave angustifolia* Haw. *Boletín CIAD*. 12:1-2.
7. Augé, R. M. 2004. Arbuscular mycorrhizae and soil/plant water relations. *Can. J. Soil Sci.* 84: 373–381.
8. Avilán L, Menesses L, Pérez O. 1981. Aporte de materia orgánica al suelo por el sistema radical de gramíneas tropicales (caña de azúcar y pasto) en algunas regiones de Venezuela. *Boletín de la Sociedad Venezolana de Ciencias Naturales* 139: 395-312. 1981.
9. Azcon-Aguilar C, Barea J M, Roldán-Fajardo B E. 1984. Avances recientes en el estudio de las micorrizas VA II. Factores que afectan su formación y función, y aplicaciones en agricultura. *Anales de Edafología y Agrobiología*. Granada, España. Pp. 945-958.
10. Azócar P, Rojo H. 1991. Uso de cladodios de tuna (*Opuntia ficus-indica*) como suplemento forrajero estival de cabras en lactancia en reemplazo de heno de alfalfa. *Avances en Producción Animal*, 16(1-2): 173-182.
11. Barea J M Azcón-Aguilar C. 1987. Vesicular arbuscular mycorrhiza improves both symbiotic N<sub>2</sub> fixation and N uptake from soils assessed with a <sup>15</sup>N technique under field conditions. *New Phytol.* 106: 717-725.
12. Bayer C, Mielniczuk J, Martín-Nieto L, Hernán P R. 2002. Stocks and humification degree of organic matter fractions as affected by no tillage on a subtropical soil. *Plant and soil*. 23:133-140.
13. Beikby J P, Kidby D K. 1980. Biochemistry of ungerminated and germinated spores of the vesicular arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus caledonium*: changes in neutral and polar lipids. *Journal of Lipid Research* 21: 739-741.



14. Ben Salem H, Nefzaoui A, Abdouli H, Orskov E R. 1996. Effect of increasing level of spineless cactus (*Opuntia ficus-indica* var. *inermis*) on intake and digestion by sheep given straw- based diets. *Animal Sciences*, 62: 293-299.
15. Berton A. 1994. Ciclo evolutivo della sostanza organica negli interfilari della vite in relazione a diverse tecniche di gestione del suolo. Università di Padova, Italia: Tesi di laurea. Facoltà di Agraria.
16. Boisson-Dernier A, Chabaud M, Garcia F, Bécard G, Rosenberg C, Barker D G. 2001. *Agrobacterium rhizogenes*-transformed roots of *Medicago truncatula* for the study of nitrogen-fixing and endomycorrhizal symbiotic associations. *Molecular Plant-Microbe Interact.* Pp. 695-700.
17. Bolan, S. 1991. A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant Soil.* 134: 189-207.
18. Bolan N S, and Abbott L K. 1983. Seasonal variation in infectivity of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in relation to plant response to applied phosphorus. *Aust. J. of Soil Res.* 21, 208-210.
19. Cacco G, Dell'Agnola G. 1984. Plant growth regulator activity of soluble humic complexes. *Can. J. Soil Sci.* 64:225-228.
20. Calvet C, Camprubí A. 1996. Integración de las micorrizas arbusculares en el proceso de producción de patrones de cítrico. *Levante agrícola*/1er trimestre. 62-66.
21. Camprubí A. 1994. Las micorrizas en viveros de cítricos: Caracterización, selección de hongos y aplicación de esta biotecnología en un sistema de producción de campo. Tesis Doctoral. Universidad de Barcelona.
22. Carter, M. 2002. Soil quality for sustainable land management: organic matter and aggregation interactions that maintain soil functions. *Agronomy Journal.* 94:38-47.
23. Collins H P, Rasmussen PE, Douglas C L Jr. 1992. Crop rotation and residue management effects on soil C and microbial dynamics. *J Am Soil Sci Soc.* 56:783-788
24. CONAZA, 1993. Plan de Acción para el Combate a la Desertificación en México. Primera Edición. Saltillo, Coah. Pp 160. <http://www.conaza.gob.mx/libro/bibliografia.pdf>.
25. Cooper K M. 1984. Physiology of VA mycorrhizal association. En: VA Mycorrhiza. C. L. Powell y D. J. Bagyaraj. (Eds.). CRC Press, Boca Ratón, Fl., USA: 155-186.
26. Cooper K M, Lösel D M. 1978. Lipid physiology of vesicular arbuscular mycorrhiza. I. Composition of lipids in roots onion, clover and ryegrass infected with *Glomus mosseae*. *New Phytol.* 80: 143-151.
27. Cornwell W K, B L Bedford, C T Chapin (2001) Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in a phosphorus-poor wetland and mycorrhizal response to phosphorus fertilization. *American Journal of Botany.* 88:1824-1829.
28. Daniels H B A. 1984. Ecology of VA Mycorrhizal fungi. In: C LI Powell and D J Bagyaraj. VA Mycorrhizal. CRC Press, Inc. Boca Raton, Florida. Pp. 35-51.
29. David, S. 1994. Vesicular arbuscular mycorrhizal fungi. pp. 351-378. En: R. W. Weaver et al. (Eds.). *Methods of soil analysis, Part 2. Microbiological and biochemical properties.* Soil Science Society of America, Madison, WI.

30. De Kock, G.C. 1980. Drought-resistant fodder shrub crops in South Africa. p.399-408, En: H.N. Le Houérou (ed) Browse in Africa. The Current State of Knowledge. Trabajos presentados en International Symposim on Browse in Africa, Addis Ababa: 8-12 de Abril, 1980. Addis Ababa International Livestock Centre for Africa.
31. Del Val C, Barea J M, Azcón-Aguilar C. 1991. Diversity of arbuscular- mycorrhizal fungal populations in heavy-contaminated soils. Appl. Environ. Microbiol. 65:718-723.
32. Dhillion S, Gardsjord T. 2004. Arbuscular mycorrhizas influence plant diversity, productivity, and nutrients. Canadian Journal of Botany. ProQuest Biology Journals. 2004. 82:(1):104-114.
33. Doane T A, Devevre O C, Horwáth W R. 2003. Short-term soil carbon dynamics of humic fractions in low-input and organic cropping systems. Geoderma. 114:319–331.
34. Drennan, P.M., Nobel, P.S., 1998. Root growth on soil temperature for *Opuntia ficus-indica*: influences of air temperature and doubled CO<sub>2</sub> concentration. Functional Ecology 12:959-964.
35. Ehleringer J. 1983. Ecophysiology of *Amaranthus palmeri*, a Sonoran desert summer annual. Oecologia. 57:107-112
36. Estrada L A A, Davies R F. 2001. Mycorrhizal fungi enhance growth and uptake of prickly-pear cactus (*Opuntia albicarpa* Scheinvar “Reyna”) plantlets after *ex vitro* transplantation. Journal of Horticultural Science & Biotechnology. Pp. 739-745.
37. Estrada, B. J. W y Torres C. G. 1998. Diagnóstico Ecológico-Social del Campo Mexicano. Foro Nacional sobre Desertificación y Pobreza. CONAZA. Gómez Palacio, Dgo.
38. Felbeck, G T. 1971. Chemical and biological characterization of humic matter. In: Soil Biochemistry 2. A.D. McLoren and J. Skeyins (Eds.). Marcel Dekker, New York, N.Y. pp. 55-56.
39. Felker, P. 1995. Forage and fodder production and utilization. p.144-154, in: G. Barbera, P. Inglese & E. Pimienta-Barrios (eds) Agro-ecology, cultivation and uses of cactus pear. FAO Plant Production and Protection Paper, 132.
40. Fick K. R., S. M. Miller, J. D. Funck; L. R. McDowell, R. H. HOUSER. 1976. Methods of mineral analysis for plant and animal tissiues. Latin American Research Program. Gamesville, Unlverslty of Florida. 90 p.
41. Francl L J. 1993. Interactions of nematodes with mycorrhizae and mycorrhizal fungi. En: Nematode Interactions. M. W. Khan. Chapman and Hall (Eds.). London, UK: 203-216.
42. Fraps, G. S. 1932. Texas Agricultural Experiment Station. Bnllletin No. 461. <http://www.fao.org/ag/AGA/AGAP/FRG/afri/es/Data/348.htm>
43. Fuentes-Rodríguez J. 1997. A Comparision of the Nutritional Value of *Opuntia* and *Agave* Plants for Ruminants. J. PACD. 20-22.
44. Fuentes-Rodríguez J. 1997b. Feeding Prickly Pear Cactus to Small Ruminants in Northern Mexico. I. Goats. J. PACD. 23-25.

45. García-Galindo J. 2004. Ecofisiología de plantas jóvenes del agave azul (*Agave tequilana*) Weber. Tesis de Maestría, Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias. Universidad de Guadalajara.
46. García-Silva R, Espinosa-Victoria D, Figueroa B, García-Calderón N, Paneque P. 2005. Efecto de la siembra directa en las reservas orgánicas de un vertisol de Guanajuato, México. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*. 14(4): 34-44.
47. George E, Häuser K, Kothari S K, Li X L Marschner H. 1992. Contribution of mycorrhizal hyphae to nutrients and water uptake of plants. En: *Mycorrhizas in Ecosystems*. Read, D. J., Lewis, D. H., A. H. & Alexander, I. J. (Eds.). C.A.B. International. Wallingford, UK: 42-47.
48. Gerdemann J W. 1975. Vesicular arbuscular mycorrhiza. En: *The development and function of roots*. Torrey, J. G. y Clarckson, D. T. (Eds.). Academic Press, London, U. K: 575-591.
49. Gianinazzi S. 1991. Vesicular Arbuscular (endo) Mycorrhizas Celular, Biochemical and genetics mycorrhizal roots. *Plant and Soil*. 71:197-209.
50. Gianinazzi-Pearson V Gianinazzi S. 1983. The physiology of vesicular arbuscular mycorrhizal roots. En: *Tree root systems and their mycorrhizas. Developments in Plant and Soil Sciences*. Vol. 7. Atkinson, D., Brat, K. K. S., Coutts, H. P., Manson, P. A. & Read, D. J. (Eds.). Martins Nijhoff/Dr. W. Junk Publishers. La Hague, Belgium: 197-209.
51. Gil F. 1995. Las micorrizas y la nutrición mineral. En: *Elementos de fisiología vegetal. Relaciones hídricas. Nutrición mineral. Transporte. Metabolismo*. Pp. 281-283. Ediciones Mundi-Prensa. Pp. 1146.
52. Giovannetti M, Mosse B. 1980. An evaluation of techniques for measuring vesicular- arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytologist*. 84:489-500.
53. Godbold D L, Hoosbeek M R, Lukac M, Cotrufo M F, Janssens I A, Ceulemans R, polle A, Velhorst E J, Scarascia-Mugnozza G, De Angelis P, Miglietta F, Peressotti A. 2006. Mycorrhizal hyphal turnover as a dominant process for carbón input into soil organic matter. *Plant and Soil*. 281:15-24.
54. Goicoechea N, Antolín M C, Sánchez Díaz M. 1997. Gas Exchange is related to the hormone balance in mycorrhizal or nitrogen fixing alfalfa subjected to drought. *Phisiologia Plantarum*. 100:989-997.
55. Gonzalez. C.L. 1989. Potential of fertilization to improve nutritive value of pricklypear cactus (*Opuntia lindheimeri* Engelm.) *Journal of Arid Environments* 16:87-94.
56. Granados S D, Castañeda A D. 1996. El Nopal. Ed. Trillas. 1ra. Reimpresión. México. pp. 227.
57. Grandison G S, Cooper K M. 1986. Interaction of vesicular arbuscular mycorrhizae and cultivars of alfalfa susceptible and resistant to *Meloidogyne* hapla. *Journal of Nematology* 82(2): 141-149.
58. Gregorich E G, Ellert B H, Monreal C M. 1995. Turnover of soil organic matter and storage of corn residue C estimated from natural <sup>13</sup>C abundance. *Can J Soil Sci*. 75:161-167.

59. Gregorich E G, Monreal C M, Schnitzer M, Schulten H R. 1996. Transformation of plant residues into soil organic matter: Chemical characterization of plant tissue, isolated soil fractions, and whole soils. *Soil Sci.* 161:680-693.
60. Gregory, R.A. y Felker, P. 1992. Crude protein and phosphorus contents of eight contrasting opuntia forage clones. *Journal of Arid Environments*, 22: 323-331.
61. Gutiérrez Ornelas E, Vázquez R, Bernal H. 2007. Reporte PAICYT 2006.
62. Hamilton, J. R. 1992. Planning and cultivating native cactus for cattle feed and wildlife utilization in south Texas. *Proc. Third Annual Prickly Pear Council Convention*. Kingsville, TX. USA.
63. Hanselka, C.W. y Paschal, J.C. 1990. Prickly pear cactus: an important rangeland resource. Progress report. Texas Agricultural Experiment Station. Beef Cattle Research in Texas.
64. Harley J L, Smith S E. 1983. Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, London. Pp. 180-190. In: Mycorrhizal research (N C Schent (Ed)). Am. Phytopathol. Soc. St Paul, Minesota.
65. Harrison D G. 1984. By-products of the sisal as fed for ruminants. *Revista Mundial de Zootecnia (FAO)*. 49:25-31.
66. Harrison M J. 1997. The arbuscular mycorrhizal symbiosis: an underground association. *Trends in Plant Science* 2: 54-6.
67. Hayman D S. 1974. Plant growth response to vesicular arbuscular mycorrhiza. VI. Effect of light and temperature. *New Phytol.* 73:71-80.
68. Hayman, D S. 1978. Endomycorrhizas. En: Y. Dommergues and S. V. Krupa, eds. *Interactions between non-pathogenic micro-organisms and plants*. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands. pp: 401-442.
69. Hayman, D S. 1980. Mycorrhizae and production of crops. *Nature*. 187:487-488.
70. Hayman, D S. 1987. VA mycorrhizas in field crop systems. In: *Ecophysiology of VA Mycorrhizal Plants*. G R Safir (Ed). 171-192. CRC Press. Boca Raton, Florida.
71. Hernández I, Medina E, López Hernández D. 1995. Respiración edáfica y aportes de materia orgánica por las raíces y la hojarasca en un cultivo de caña de azúcar. *Agronomía Trop.* 45(1): 121-142.
72. Hernández L P. 2004. Normas preliminares de diagnóstico de nutriente compuesto para nopal (*Opuntia ficus-indica* L. Miller). Tesis Profesional. Departamento de Suelos. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Estado de México. 83 p.
73. Hills, F.S., 1995. Anatomy and morphology. In: Barbera, G., Inglese, P. and Pimienta-Barrios, E., (Eds.). *Agro-ecology, Cultivation and Uses of Cactus Pear*, pp. 28-34. Plant production and protection paper 132, 213 pp.
74. Iñiguez-Covarrubias G, Días-Teres R, Sanjuan-Dueñas R, Anzaldo-Hernandez J, Rowell R M. 2001b. Utilization of by-products from the tequila industry, Part 2: potential value of Agave tequilana Weber azul leaves. *Biores. Technol.* 77:101-108.
75. Jaconsen I. 1992. Phosphorus transport by external hyphae of vesicular arbuscular mycorrhizas. En: *Mycorrhizas in Ecosystems*. Read, D. J., Lewis, D. H., Fitter, A. H. & Alexander, I. J. (Eds.). C.A.B. International. Wallingford, UK: 48-54.



76. Jaen C D. 1989. Ecología y aplicación de los hongos endomicorrízicos V-A en la producción agrícola. Ecología de la raíz. Sociedad Mexicana de Fitopatología. C.P. Méxicio. Pp. 22-56.
77. Keith H, Oades J M, Martin J K. 1986. Input of carbon to soil from wheat plants. Soil Biol. Biochem. 18:445 – 449.
78. Kluge M. 1979. Photosynthesis II photosynthetic, carbon metabolism and related process, The flow of carbon in Crassulacean acid Metabolism (CAM). In: Gibbs, M. y E. Latzko. Encyclopedia of plants physiology. New series. Berlin, Heidelberg, New York, Tokyo. Tomo 2. Ed Springer-Verlag. pp 113-125.
79. Koide R T, Mosse B. 2004. A history of research on arbuscular mycorrhiza. Mycorrhiza: 14:145–163.
80. Kiran B, Rao A V, Tarafdar J C. 1989. Occurrence of VAM associations in different plant species of the Indian desert. Arid Soil Research and Rehabilitation. 3(3): 391-396
81. Kuzyakov Y, Schneckenberger K. 2004. Review of estimation of plant rhizodeposition and their contribution to soil organic matter formation. Archives of Agronomy and Soil Science. 50:115 – 132.
82. Laksevela B, Said A N. 1970. Kenya Sisal Bd. Bull. No. 71:13. <http://www.fao.org/ag/AGA/AGAP/FRG/afri/es/Data/350.htm>
83. Larson, W.E., and F.J. Pierce. 1991. Conservation and enhancement of soil quality. p. 175–203. In Evaluation for sustainable land management in the developing world. IBSRAM Proc., 12th, Bangkok, Thailand. Vol. 2. Int. Board for Soil Res. and Manage., Jatujak, Thailand.
84. Le Houérou, H.N. 1992. The role of *Opuntia* cacti in the agricultural development of the Mediterranean arid zones. 2nd Int. Cong. de Tuna y Cochinilla. Santiago, Chile, 22-25 Septiembre, 1992.
85. Le Houérou, H.N. 1994. Drought tolerant and water-efficient fodder shrubs (DTFS), their role as a “drought insurance” in the agricultural development of arid and semi-arid zones in southern Africa. Report to the Water Research Commission of South Africa. Pretoria, South Africa. 139 p.
86. Le Houérou H.N. 1996. The role of cacti (*Opuntia* spp.) in erosion control, land reclamation, rehabilitation and agricultural development in the Mediterranean Basin. Journal of Arid Environments. 33: 135-159.
87. Le Tacon F. 1985. Las micorrizas: una cooperación entre plantas y hongos. Mundo Científico. 49(5): 776-784.
88. Linderman R G. 1992. Vesicular arbuscular mycorrhizal and soil microbial interactions. En: Mycorrhizae in sustainable agriculture. Bethlenfalvay, G. J. y Linderman, R. G. (Eds.). ASA Special Publication, Madison, WI.
89. López A S, Pinos-Rodríguez J M, Martínez I D, Chávez D A, Aguirre J R, Rodríguez M L. 2001. In situ digestibility to value ruminal degradability of the maguey (*Agave salmiana*). En: Memoria de la 5ta Reunión Científica y Tecnológica, Agrícola, Pecuaria y Forestal. SLP. P 4-11.
90. López, C. R. 2002. Comportamiento de Substancias Húmicas de Diverso Origen en la Física de un Suelo Limo-Arcilloso y en la Fisiología del Tomate. Tesis

- Doctoral en Sistemas de Producción. Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro" Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
91. MacGuidwin A E, Bird G W, Safir G R. 1985. Influence of *Glomus fasciculatum* on Meloidogyne hapla infecting *Allium cepa*. J. Nematol. 17: 389-395.
  92. Maestre I. 1985. Dinámica del crecimiento radical y producción de raíces finas en dos variedades de caña de azúcar PR 1028 y V58-4. Tesis de Licenciatura. Caracas. Universidad Central de Venezuela. Facultad de Ciencias. 62 p.
  93. Magallanes Q R, Valdez-Cepeda R D, Pérez V O, Blanco M F, Murillo A B, Márquez M M, Ruiz-Garduño R R, García-Hernández J L. 2003. Normas preliminares de diagnóstico nutricional en *Opuntia ficus indica*, pp. 293-297. En: Memoria IX Congreso Nacional y VII Congreso Internacional Sobre Conocimiento y Aprovechamiento de Nopal. Esparza, F. G.; Salas Luevano, M. A.; Mena, C. J.; Valdez-Cepeda, R. D. (eds.). Zacatecas, Zacatecas, México.
  94. Magdoff F, Weil R. 2004. Soil organic matter in sustainable agriculture. CRC Press. Washington, D.C. 398 pp.
  95. Malcolm R E, Vaughan D. 1979. Humic substances and phosphatase activities in plant tissues. Soil Biol. Biochem. 11:253-259.
  96. Mato M C, Olmedo M G, Mendez J. 1972. Inhibition of indoleacetic acid-oxidase by soil humic acids fractionated on sephadex. Soil Biol. Biochem. 44:66-473.
  97. Margherita, E.; G. Brunetti, C. Garcia-Izquierdo, F. Cavalcante, S. Fiore, N. Senesi. 2006. Humic substances and clay minerals in organically-amended semiarid soils. Lippincott Williams & Wilkins, Inc. 71(4):322-333.
  98. Martínez C J. 1994. Valor nutricional de dos especies de maguey (*Agave atrovirens* y *Agave salmiana*) en el sur del estado de Coahuila. Tesis. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México.
  99. Meharg A A, and Killham K. 1990. Carbon distribution within the plant and rhizosphere in laboratory and field grown *Lolium perenne* at different stages of development. Soil Biol. Biochem. 22:471-477.
  100. Monjauze A, Le Houérou H N. 1965. Le role des opuntias dans l'economie agricole de L'Afrique du Nord. Bull. Ecole Sup. Agron. Tunis., 8-9: 85-164.
  101. Montiel S, Olivares J. 1997. Presencia de la micorriza vesículo-arbuscular, en cuatro cultivares de nopal (*Opuntia* spp.) en Huichiapan, Hidalgo. En: VII Congreso Nacional Sobre el Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Eds: Rigoberto Vázquez Alvarado y Clemente Gallegos. Monterrey, N.L. FAUANL. 1997. pp 317.
  102. Muscolo A, Cutrupi S, Nardi S. 1998. IAA detection in humic substances. Soil Biol. Biochem. 30:1199-1201.
  103. Naranjo-Briceño L, Díaz M, Granadillo E. 1998. Efecto de la Fertilización Orgánica y la Inoculación con Hongos Micorrízicos Arbusculares sobre la Productividad del Agave cocui. (Trelease). Laboratorio de Ecofisiología Vegetal, CIEZA-UNEFM. Venezuela.  
<http://espanol.geocities.com/lenaranjo/proyectosMicorrizas.htm>
  104. Nardi S, Concheri G, Dell'Agnola G, Scrimin P. 1991. Nitrate uptake and ATPase activity in oat seedlings in the presence of two humic fractions. Soil Biol. Biochem. 23:833-836.

105. Nardi S, Concheri G, Dell'Agnola G. 1996. Biological activity of humus. In: Piccolo A., ed. Humic substances in terrestrial ecosystems. Amsterdam: Elsevier. 361-406.
106. National Research Council. 1981. Nutrient requirements of goats: Angora, dairy, and meat goats in temperate and tropical countries. Washington D.C. National Academy Press. 91 pp.
107. National Research Council. 1994. Necesidades nutritivas del ganado vacuno de carne. Buenos Aires: Hemisferio Sur. 104 pp.
108. Nefzaoui A, Chermiti A, Ben Salem H. 1993. Spineless cactus (*Opuntia ficus-indica* var. *inermis*) as a supplement for treated straw. p.130-133, In: Proc. 7th Meeting of the FAO Sub-Network on Mediterranean Pastures and Fodder Crops. Chania, Greece, 21-23 April 1993.
109. Nelsen C E, Bolgiano S C, Furutani S C, Safir G R y Zandstra B H. 1981. The effect of soil phosphorus levels on mycorrhizal infection of field grown onion plants and on mycorrhizal reproduction. J. Amer. Hort. Sci. 106:786-788.
110. Nelson P.N., Dector M.C. and Soulas G. 1994. Availability of organic carbon in soluble and particle-size fractions from a soil profile. Soil Biol. Biochem. 26: 1549–1555.
111. Nicolson, T H. 1975. A flotation for collecting spores of a phytomycetous mycorrhizal parasite from soil. Phytopathology. 47:751-752.
112. Nobel, P.S. 1983. Nutrient levels in cacti in relation to nocturnal acid accumulation and growth. American J. of Botany, 70: 1244-1253.
113. Nobel P S. 1984. Productivity of *Agave deserti*: measurement by dry weight and monthly prediction using physiological responses to environmental parameters. Oecologia. 64:1-7.
114. Nobel P S. 1994. Remarkable agaves and cacti. Cambridge University Press. New York. USA. 166 p.
115. Nobel P S. 2001. Ecophysiology of *Opuntia ficus-indica*. In: C. Mondragón-Jacobo and S. Pérez- González (Eds.). pp. 13-19. Cactus (*Opuntia* spp.) as forage. FAO Plant protection and production paper 169, 146 pp.
116. Nobel P S, Hartsock T L. 1976. Watering converts a CAM plants to daytime CO<sub>2</sub> uptake. Nature. 262: 574-576.
117. Noy-Meir I. 1973. Desert ecosystems: environment and producers. Annu Rev Ecol Syst. 4:25-51.
118. Nziguheba G, Merckx R, Palm Ch. A. 2005. Carbon and nitrogen dynamics in a phosphorus-deficient soil amended with organic residues and fertilizers in western Kenya. Biol Fertil Soils. 41: 240–248.
119. O'Bannon J H Nemec S. 1979 . The response of Citrus lemon seedlings to a symbiont, *Glomus etunicatum* and a pathogen, *Radopholus similis*. Journal of Nematology 11: 270-275.
120. Osterberg, R.; I. Lindqvist; K. Martensen. 1993. Particle size of humic acid. Soil Sci. Soc. Am. J. 57:283-285.

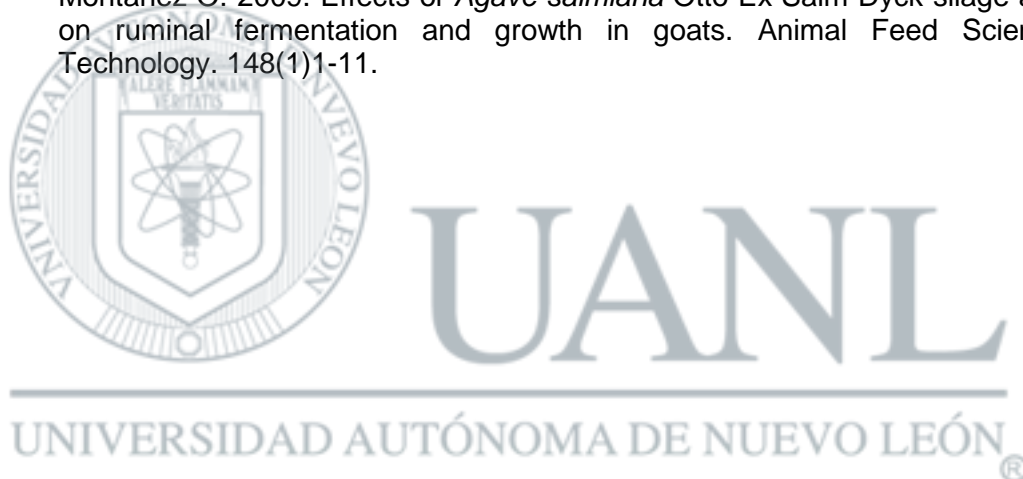


121. Peyronel J M, Fassf S, Fontana A, Trappe J M. 1969. Terminology of mycorrhizal. *Mycologia*. 61:410-411.
122. Perrin, R. 1991. Mycorrhizes et protection phytosanitaire. En: Les mycorrhizes des arbres et plantes cultivées. Strullu, D. G. (Ed.). Technique et Documentetion Lavoisier, Paris, Francia: 93-130.
123. Pflug W., Ziechmann W. 1981. Inhibition of malate dehydrogenase by humic acids. *Soil Biol. Biochem.* 13:293-299.
124. Phillips J M, Hayman D S. 1970. Improved procedures for clearing rootsand Staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhiza fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 55:158-160.
125. Piccolo A, Nardi S, Concheri G. 1992. Structural characteristics of humic substances as related to nitrate uptake and growth regulation in plant systems. *Soil Biol. Biochem.* 24:373-380.
126. Piccolo, A., G. Pietramellara, y J. S. C. Mbagwu. 1997. Use of humic substances as soil conditioners to increase aggregate stability. *Geoderma*. 75:267-277.
127. Pimienta-Barrios, E., C. Robles-Murguía, J. A. Ruíz-Corral, P. S. Nobel, y J. García-Galindo. 1999. Regiones térmicas óptimas y marginales para el cultivo de *Agave tequilana* en el estado de Jalisco. Ed. Universidad de Guadalajara. Guadalajara, Jalisco. 47 p.
128. Pimienta-Barrios, E., J. Zañudo, E. Yopez, E. Pimienta-Barrios, y P. S. Nobel. 2000. Seasonal variation of net CO<sub>2</sub> uptake for cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) and pitayo (*Stenocereus queretaroensis*) in a semi-arid environment. *Journal of Arid. Enviroments* 44: 73-83.
129. Pimienta, E., M. E. González, A. Muñoz, P. S. Nobel. 2003. Effects of benomyl and drought on the mycorrhizal and daily net CO<sub>2</sub> uptake of a wild platyopuntia in a rocky semi-arid envairoment. *Annals of Botany*. 92:239-245.
130. Pinochet J, Torrents J, Felipe A. 1998b. Portainjertos de ciruelo, cerezo y albaricoquero desde la perspectiva de la replantación. *Fruticultura Profesional* 96: 6-10.
131. Pinos-Rodriguez J M, Aguirre-Rivera J R, García-López J C, Rivera-Miranda M T, González-Muñoz S, Lopez-Aguirre S, Chávez-Villalobos D. 2006. Use of "Maguey" (*Agave salmiana* Otto ex. Salm-Dick) as forage for ewes. *J. Appl. Anim. Res.* 30:101-107.
132. Plenchette C, Furlan V, Fortin J A. 1983. Growth simulation of apple trees in unsterilized soil under field conditions with mycorrhiza inoculation. *Can. J. Bot.* 59: 2003-2008.
133. Raich J.W. and Tufekcigul A. 2000. Vegetation and soil respiration: correlations and controls. *Biogeochemistry* 48: 71-90.
134. Ramírez-Lozano R G, Enríquez A, Lozano F. Valor nutricional y degradabilidad ruminal del zacate buffel y nueve zacates nativos del NE de México. *CIENCIA UANL*. Vol. IV, No. 3:314-321.
135. Reid C P. 1990. Mycorrhizas in the rhizosphere. Lynch J M (Ed). England. Pp. 281-310.

136. Reid C P, Bowen G D. 1977. Effects of soil moisture on V-A mycorrhizae formation and root interface. In: Harley J L and Scott-Russell (Eds). Academic Press London. Pp. 211-219.
137. Retamal, N., Duran, J.M. y Fernandez, J. 1987a. Seasonal variations of chemical composition of prickly pear (*Opuntia ficus-indica*). J. Science of Food and Agriculture, 38: 303-311.
138. Rhodes L. 1984. Application for VA mycorrhizal fungi in crop protection. En: Applications of mycorrhizal fungi in crops production. Ferguson, J. J. (Ed.). University of Florida, Gainesville, FL, USA: 1-17.
139. Rodríguez G. 2002. Inducción del enraizamiento en *Agave salmiana* Otto con *Agrobacterium rhizogenes* y colonización de raíces transformadas por *Glomus intraradices*. Tesis Doctoral. Universidad de Colima. pp. 106.
140. Roncadori R W. 1997. Interaction between arbuscular mycorrhizas and plant parasitic nematodes in agro-ecosystem. En: Multiprophic interactions in terrestrial systems. pp. 101-113.
141. SAS. 1996. The SAS Systems for Windows. Release 6.12. SAS Institute Inc. Cary, NC, USA. 27513.
142. Sanders F E, Tinker P B. 1973. Phosphate flow into mycorrhizal roots. Pestic. Sci. 4: 385-395.
143. Schnitzer M, Khan S U. 1978. Soil organic matter. Elsevier Scientific Publishing Company. 1978. pp 319.
144. Shenck N C. 1985. Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: 1950 to the Present, the era of enlightenment. 6<sup>th</sup> Edition. Molina R (Ed). NACOM. Gainesville, Florida. Pp 56-60.
145. Shenck N C, Siqueira J O: 1987. Ecology of VA mycorrhizal fungi in temperate agroecosystems. 7<sup>th</sup> edition Sylvia D M, Haung L L, Graham J H. (Eds). NACOM. Gainesville, Florida. Pp 2-4.
146. Sieverding E. 1991. Vesicular arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems. Technical cooperation. CTZ, Eschborn, Germany. Pp. 371.
147. Silva, H. y E. Acevedo. 1985. Introduccion y adaptacion de Opuntia spp. en el secano mediterraneo arido de la IV region. Informe Final. Proyecto 0065. Fondo Nacional de Desarrollo Cientifico y Tecnologico. 136 pp.
148. Sitaula B K, Bajracharya R M, Singh B R, Solberg B. 2004. Factors affecting organic carbon dynamics in soils of Nepal/Himalayan region – a review and analysis. Nutrient Cycling in Agroecosystems. 70: 215–229.
149. Smith G S. 1987. Interactions of nematodes with mycorrhizal fungi. En: Vistas on Nematology. Veech, J. A. y Dickson, D. W. (Eds.). Society of Nematologist, Inc. Hyattsville, MD, USA: 292-300.
150. Smith, O.H., G.W. Petersen, and B.A. Needelman. 2000. Environmental indicators of agroecosystems. Adv. Agron. 69:75–97.
151. Smith G S Kaplan D T. 1988. Influence of mycorrhizal fungus, phosphorus, and burrowing nematode interactions on growth of rough lemon citrus seedlings. Journal of Nematology 20: 539-544.

152. Smith S E, Read D J. 1997. Mycorrhizal Symbiosis. 2nd Edition. Academic Press. 1997. pp 605.
153. Snyman H A. 2004. Effect of Various Water Application Strategies on Root Development of *Opuntia ficus-indica* and *O. robusta* Under Greenhouse Growth Conditions. J. PACD – 2004. 6:35-61.
154. SPSS. 2006. Statistical Package for Social Sciences. Release 15 for Windows.
155. Stevenson F J. 1982. Humus Chemistry, Wiley, New York, 443 p
156. Stemmer M, Roth K, Kandeler E. 2000. Carbon mineralization and microbial activity in a field site trial used for  $^{14}\text{C}$  turnover experiments over a period of 30 years. Biol Fertil Soils. 31:294–302
157. Stevenson, F. J. 1982. Humus Chemistry. Genesis, Composition, Reactions. New York, John Wiley and Sons. 443 p.
158. Subramanian K S, Charest C, Dwyer I M, Hamilton R I. 1995. Arbuscular mycorrhizal and water relations in maize under drought stress at tasseling. New Phytologist. 129:643-650.
159. Swift, R. S. Organic matter characterization. En: D. L. Sparks et. al. (Ed.) Methods of soil analysis. Part 3. Chemical methods and processes. Soil Sci. Soc. Am. Book Series: 5. Soil Sci. Soc. Am. Madison, WI. 1996. pp. 1018-1020.
160. Swinnen, J., Van Veen, J.A. and Merckx, R. 1994.  $^{14}\text{C}$  pulse-labelling of field-grown spring wheat: an evaluation of its use in rhizosphere carbon budget estimations. Soil Biol. Biochem., 26, 161–170.
161. Tan K H. 1998. Colloidal chemistry of organic soil constituents. In: Tan K.H., ed. Principles of soil chemistry. New York: Marcel Dekker. 97-176.
162. Valdez-Cepeda R D, Blanco M F, Murillo A B, Márquez M M, Magallanes Q R, Ruiz-Garduño R R, García Hernández J L, Ledesma-Mares J C, Macías Rodríguez F J. 2003. Fertilización química en nopal, pp. 117-136. In: El Nopal, Alternativa para la Agricultura de Zonas Áridas en el Siglo XXI. Murillo, A. B.; Troyo, D. E.; García-Hernández, J. L. (eds.). Centro de Investigaciones Biológicas del Noreste, S. C. La Paz, B. C. S. México.
163. Van Soest P. J., J. B. Robertson and B. A. Lewis. 1991. Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and nonstarch polysaccharides in relation to animal nutrition. J. Dairy Sci. 74:3583-3597.
164. Van Soest P J. 1994. Nutritional Ecology of the Ruminant. Second Ed. Cornell University. Comstock Publishing Associates, Ithaca, New York, USA. 476 p.
165. Vargas, F., S. D. Montiel, O. J. L. Olivares, B. P. Zavaleta, A. A. Fierro. 2004. Efecto Simbiótico entre Poblaciones micorrízicas sobre *Opuntia matudae*, establecida en una ladera altamente erosionada. En: Memorias del X Congreso Nacional y VII Congreso internacional sobre Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Méx.
166. Vaughan D.M.V., Chesire, Mundie C.M. 1974. Uptake by beetroot tissue and biological activity of  $^{14}\text{C}$ -labelled fractions of soil organic matter. Trans. Biochem. Soc. 2:126-129.

167. Velasco Velasco J, Ferrera-Cerrato R, Almaraz Suárez J J. 2001. Vermicomposta, micorriza arbuscular y *Azospirillum brasilense* en tomate de cáscara Terra Vol. 19:241-248.
168. Velasco Velasco V A, Ruiz Luna J, Guzmán Sebastián K C, Jiménez Ruiz M, Enríquez del Valle J R, Campos Ángeles G V. 2009. Contenido nutrimental en tres especies de agaves de los valles centrales de Oaxaca. En: Avances en la Ciencia del Suelo. XXXIV Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo. Unidos por el Aprovechamiento Sustentable de los Recursos Naturales. Preciado-Rangel P (Ed.) Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. Pp. 107-110.
169. Walkley A, and Black I A. 1934. An examination of the Degtjareff method for determining organic carbon in soils: Effect of variations in digestion conditions and of inorganic soil constituents. Soil Sci. 63:251-263.
170. Zagal, E. 1994. Carbon distribution and nitrogen partitioning in a soil – plant system with barley (*Hordeum vulgare* L.), ryegrass (*Lolium perenne*) and rape (*Brassica napus* L.) grown in a  $^{14}\text{CO}_2$ -atmosphere. Plant and Soil, 166:63 – 74.
171. Zamudio D M, Pinos-Rodriguez J M, Gonzalez S S; Robinson P H; Garcia J C, Montanez O. 2009. Effects of *Agave salmiana* Otto Ex Salm-Dyck silage as forage on ruminal fermentation and growth in goats. Animal Feed Science And Technology. 148(1)1-11.



## 10. ANEXOS

### Anexo 1. ANOVA para porcentaje de colonización transformada, a los 6 meses.

Variable dependiente: Colonización transformada a la raíz cuadrada de arcoseno

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Especie	.107	2	.053	6.357	.008
Inoculación	.143	1	.143	16.989	.001
Especie * Inoculación	.088	2	.044	5.232	.016
Error	.151	18	.008		
Total	23.864	24			
Total corregida	.489	23			

a R cuadrado = .691 (R cuadrado corregida = .605)

### Anexo 2. ANOVA para porcentaje de colonización transformada, a los 18 meses.

Variable dependiente: Colonización transformada a la raíz cuadrada de arcoseno

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Especie	.005	2	.002	.262	.772
Inoculación	.008	1	.008	.893	.357
Especie * Inoculación	.006	2	.003	.321	.729
Error	.156	18	.009		
Total	23.332	24			
Total corregida	.174	23			

a R cuadrado = .103 (R cuadrado corregida = .147)

### Anexo 3. ANOVA para la variable Conteo de esporas a los 6 meses (esporas 100 gr<sup>-1</sup>).

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Especie	87840000.000	2	43920000.000	5.179	.017
Inoculación	89706666.667	1	89706666.667	10.579	.004
Especie * Inoculación	11573333.333	2	5786666.667	.682	.518
Error	152640000.000	18	8480000.000		
Total	1728000000.000	24			
Total corregida	341760000.000	23			

a R cuadrado = .553 (R cuadrado corregida = .429)

**Anexo 4. ANOVA para la variable Conteo de esporas a los 18 meses (esporas 100 gr<sup>-1</sup>)**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Especie	3930133.333	2	1965066.667	.326	.726
Inoculación	1540266.667	1	1540266.667	.256	.619
Especie * Inoculación	1008533.333	2	504266.667	.084	.920
Error	108464000.000	18	6025777.778		
Total	1239987200.000	24			
Total corregida	114942933.333	23			

a R cuadrado = .056 (R cuadrado corregida = -.206)

**Anexo 5. Correlación entre el conteo de esporas y la colonización micorrízica a los 6 meses**

		Colonización	Esporas en 100 gr de suelo
Colonización	Correlación de Pearson	1	.522(**)
	Sig. (bilateral)		.009
	N	24	24
Esporas en 100 gr de suelo	Correlación de Pearson	.522(**)	1
	Sig. (bilateral)	.009	
	N	24	24

\*\* La correlación es significativa al nivel 0,01 (bilateral).

**Anexo 6. Correlación entre el conteo de esporas y la colonización micorrízica a los 18 meses**

		Colonización	Esporas en 100 gr de suelo
Colonización	Correlación de Pearson	1	-.065
	Sig. (bilateral)		.763
	N	24	24

**Anexo 7. ANOVA para MS planta<sup>-1</sup>.**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Bloque	223302.375	2	111651.1	1.5	0.227
Especie	15161882.315	1	15161882.3	206.4	0.000
Inoculación	102689.492	1	102689.4	1.3	0.242
Tiempo	28263852.042	2	14131926.0	192.4	0.000
Especie * Inoculación	94733.177	1	94733.1	1.2	0.261
Especie * tiempo	7132926.579	2	3566463.2	48.5	0.000
Inoculación * tiempo	61954.314	2	30977.1	0.42	0.658
Especie * Inoculación * tiempo	87022.735	2	43511.3	0.59	0.556
Error	4259614.070	58	73441.6		
Total	99970639.468	72			

a R cuadrado = .923 (R cuadrado corregida = .906)



**Anexo 8. ANOVA para MS (%).**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
BLOQUE	.000	2	8.62E-005	.190	.828
SP	.008	1	.008	16.789	.001
INOC	.000	1	.000	.486	.495
SP * INOC	1.70E-005	1	1.70E-005	.037	.849
Error	.008	18	.000		
Total	.384	24			
Total corregida	.016	23			

a R cuadrado = .496 (R cuadrado corregida = .356)

**Anexo 9. ANOVA para proteína cruda (%).**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	Gl	Media cuadrática	F	Sig.
BLOQUE	.256	2	.128	.165	.849
SP	8.428	1	8.428	10.876	.004
INOC	3.334	1	3.334	4.302	.053
SP * INOC	6.769	1	6.769	8.735	.008
Error	13.948	18	.775		
Total	943.039	24			
Total corregida	32.735	23			

a R cuadrado = .574 (R cuadrado corregida = .456)

**Anexo 10. ANOVA para FDN (%).**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
BLOQUE	10.320	2	5.160	.373	.694
SP	1723.971	1	1723.971	124.783	.000
INOC	5.177	1	5.177	.375	.548
SP * INOC	92.616	1	92.616	6.704	.019
Error	248.683	18	13.816		
Total	29248.095	24			
Total corregida	2080.766	23			

a R cuadrado = .880 (R cuadrado corregida = .847)



**Anexo 11. ANOVA para Ceniza (%).**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
BLOQUE	7.686	2	3.843	2.006	.163
SP	14.953	1	14.953	7.805	.012
INOC	.432	1	.432	.225	.641
SP * INOC	.221	1	.221	.115	.738
Error	34.485	18	1.916		
Total	8666.027	24			
Total corregida	57.778	23			

a R cuadrado = .403 (R cuadrado corregida = .237)

**Anexo 12. ANOVA para Fósforo (%).**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
BLOQUE	.001	2	.000	1.044	.373
SP	.014	1	.014	32.518	.000
INOC	.000	1	.000	.625	.439
SP * INOC	.000	1	.000	.582	.455
Error	.008	18	.000		
Total	.246	24			
Total corregida	.023	23			

a R cuadrado = .666 (R cuadrado corregida = .573)

**Anexo 13. ANOVA para Calcio (%).**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
BLOQUE	5.496	2	2.748	3.056	.072
SP	.044	1	.044	.049	.828
INOC	.078	1	.078	.086	.772
SP * INOC	.004	1	.004	.004	.949
Error	16.186	18	.899		
Total	1570.037	24			
Total corregida	21.806	23			

a R cuadrado = .258 (R cuadrado corregida = .052)

**Anexo 14. ANOVA para porcentaje de MO.**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Mes	0.093	1	0.093	0.84	0.45
Especie	0.308	2	0.154	1.39	0.41
Inoc	0.116	1	0.116	1.05	0.41
Especie * Inoc	0.372	2	0.186	1.68	0.37
Especie * Inoc * Mes					
Mes	0.221	2	0.111	2.57	0.088
Especie * Mes	0.434	2	0.217	5.04	0.011
Inoc * Mes	0.04	1	0.040	0.95	0.335
Error	1.85	43	0.043		

**Anexo 15. ANOVA para ppm de ácidos fúlvicos.**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Mes	2.58	1	2.580	5.61	0.14
Especie	4.61	2	2.305	5	0.16
Inoc	2.59	1	2.590	5.63	0.14
Especie * Inoc	3.94	2	1.970	4.28	0.19
Especie * Inoc * Mes					
Mes	0.921	2	0.461	1.2	0.31
Especie * Mes	1.289	2	0.645	1.68	0.197
Inoc * Mes	1.512	1	1.512	3.95	0.053
Error	16.47	43	0.383		

**Anexo 16. ANOVA para ppm de ácidos húmicos (ppm).**

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Especie	.068	2	.034	.333	.721
Inoc	.506	1	.506	4.991	.038
Especie * Inoc	1.782	2	.891	8.782	.002
Error	1.826	18	.101		
Total	968.305	24			
Total corregida	4.182	23			

a R cuadrado = .563 (R cuadrado corregida = .442)

## 11. SOBRETIRO DE PUBLICACIÓN

### **Mycorrhiza effect on nutritional quality and biomass production of Agave (*Agave americana* L.) and cactus pear (*Opuntia lindheimeri* Engelm.)**

José Romualdo Martínez-López<sup>1,2\*</sup>, Rigoberto Eustacio Vázquez-Alvarado<sup>2</sup>, Erasmo Gutiérrez-Ornelas<sup>2</sup>, María de los Ángeles Peña del Río<sup>1</sup>, Rubén López-Cervantes<sup>3</sup>, Emilio Olivares-Sáenz<sup>2</sup>, Juan Antonio Vidales-Contreras<sup>2</sup>, Ricardo David Valdez-Cepeda<sup>4\*</sup>

<sup>1</sup>Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias  
Campo Experimental General Terán, N.L., Km 31 Carretera Montemorelos-China,  
Ex Hacienda Las Anacuas, General Terán, N.L., México

<sup>2</sup>Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Agronomía.  
Km 17.5 Carretera Zuazua-Marín, Marín, N.L., México

<sup>3</sup>Universidad Autónoma Agraria 'Antonio Narro'. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

<sup>4</sup>Universidad Autónoma Chapingo, Centro Regional Universitario Centro Norte.  
Apdo. Postal No. 196. Zacatecas, Zac., México

\*Authors for correspondence, E-mails: romualdo\_martinez@hotmail.com, vacrida@hotmail.com

Received 6 August, 2008; accepted 30 May, 2009

#### **Abstract**

An experiment was conducted in Marín, Nuevo León, México to evaluate nutritional quality and biomass production of agave (*Agave americana* L.) and cactus pear (*Opuntia lindheimeri* Engelm.), including inoculation with commercial and native mycorrhiza under non-irrigated land conditions. A field experiment was carried out under a 2 x 2 factorial arrangement of treatments with two inoculants (commercial and native) and these two species. Treatments were distributed randomly within three blocks. Plants were seeded on April, 2006 and data collected on April, 2007. Studied variables were biomass production and contents of crude protein (CP), neutral-detergent fiber (NDF), ash, calcium (Ca) and phosphorous (P). We observed a ( $p < 0.05$ ) significant interaction between CP and NDF. Commercial inoculation was better in agave than in cactus pear, but native inoculation was best in cactus pear. Biomass production, ash and P contents were greater ( $p < 0.05$ ) in agave than in cactus pear. Inoculation type alone did not affect these variables. Calcium levels did not reach significant ( $p < 0.05$ ) differences between inoculation levels or between species. Results showed higher forage quality and biomass production in agave than in cactus pear.

**Key words:** Cactus pear, Agave, Biomass, Forage quality, Crude protein, Neutral-detergent fiber.

#### **Introduction**

Northern Mexico has large desert and semi-desert areas with frequent long drought periods that generate low forage production. In addition, areas that have been under inadequate range management, affect the soil, a non-renewable ecosystem part (CONAZA, 1993; Fuentes-

Rodríguez, 1997). Misuse of rangeland has declined soil fertility in about 80% of the Mexican territory (CONAZA, 1993). Even under these climatic and soil conditions, there are plants that have been adapted, like *Agave* and *Opuntia*, which due to their anatomy and physiology characteristics, have formed real islands of fertility in desert ecosystems, used as hedgerows to control erosion in eroded soils (Pimienta *et al.*, 2003; Granados and Castañeda, 1996; Cervantes and Madinaveitia, 2000).

Use of cactus pear and agave in Mexico goes back to its first inhabitants. At present, they are used in many ways: as vegetable and fruit, forage, fuel, live fences, medicine, cosmetics, and they help to control erosion. Use of the cactus pear and agave as forage to feed livestock began with the colonization of northern Mexico in the 16<sup>th</sup> century, even when they have low nutritional quality (Flores-Valdés and Aranda-Osorio, 1997).

Important results have been reported in tender pads, fruits and forage about nutrient content and interactions of macro and micronutrients (Magallanes-Quintanar *et al.*, 2006; Blanco-Macías *et al.*, 2006; Nobel, 1988), correlations between soil and cladode nutrient concentrations (Galizzi *et al.*, 2004), and biomass production and nutritional quality (Guevara *et al.*, 2004; Guevara *et al.*, 2003). However, one of the most important problem that limit this activity is the lack of knowledge that allow systematic and rational use of these resource, specifically in native populations used as forage, because other nutritional qualities are important to consider. On the other hand, because of dominance in some cactus pear and agave areas, it can be an important element for wildlife habitats both as structure (shade, shelter, nesting substrate) and food for many mammals, avian species, reptiles and invertebrates (Chavez-Ramírez *et al.*, 1997; Mellink and Riojas-López, 2002). Pinos-Rodríguez *et al.* (2006) have made research with agave on sheep, studying the average daily weight gain, reporting gains from 99 to 157 g day<sup>-1</sup>.

In recent years, there has been special emphasis on mycorrhiza fungi, particularly arbuscular mycorrhizas, which develops a complex and specialized structure that contributes mainly in adaptation and development of plants (Smith and Douglas, 1987), where more than 90% of plant communities in the world can form mycorrhiza symbiosis. These fungi enter into cortical area of plants and help the absorption of less soluble and mobile elements as phosphorus, ammonium, potassium, copper, iron and zinc. However, these effects have been observed mostly in annual plants (Koide and Mosse, 2004; Augé, 2004; Alarcón and Ferrera, 1999; Bolan, 1991). Research performed in *Opuntia* and *Agave* has shown mycorrhiza symbiosis; nevertheless, they have been limited to its microbiological description (Rodríguez-Hernández, 2002; Armenta *et al.*, 2003; López *et al.*, 1999). In this study, the main objectives were 1) to estimate nutritional value of agave and cactus pear based on contents of crude protein, fiber and minerals and 2) to estimate dry matter production of agave and cactus pear as depending on mycorrhiza inoculation.

### Materials and methods

This experiment began on April, 2006, in the Experimental Field of the Agronomy Faculty of the Universidad Autónoma de Nuevo León, located in Marín, N.L., Mexico. It is located at 25° 23' N and 100° 03' W, at 367 meters above sea level (INEGI, 1978). Native cactus pear (*Opuntia lindheimeri* Engelm.) and agave (*Agave americana* L.) were the species evaluated. Granados and Castañeda (1996) describe *O. lindheimeri* as a shrub plant that grows 1 to 3 meters in height; and its flowers can be yellow to orange to red in color and bloom from April to June. *A. americana* is a perennial, acaule and resistant to drought plant; its leaves are 15 to 30 cm wide and more than a meter long, moreover they are lanceolated and fleshy white-blue or grayish-white in color. Leaves



grow from soil, all originate from the center where they roll to a central stem which will form until their separation, with spines on its edge of almost 3 cm and they are hard, stiff and thin. The apex ends in a needle about 5 cm long and up to 1 cm wide at its base (Gentry, 1982). Henceforth, these species will be called *Opuntia* and *Agave* for *O. lindheimeri* and *A. americana*, respectively.

Plants used in this study were collected in the same area of study. *Opuntia* cladodes and agave seedlings had a weight of  $52 \pm 5$  g and  $541 \pm 10$  g, respectively, both in fresh weight. Cladodes and seedlings were seeded in three contour strip or lines. Each contour strip was considered as a block. Contour strips were 80 cm wide, 50 cm high and 200 m length, with a distance between contour strips of 30 m. Each block was seeded with 30 cladodes or seedlings per treatment to ensure enough experimental units for each treatment. The experimental design was a completely random blocks design with a 2 x 2 factorial arrangement and LSD method was used to compare means (Snedecor and Cochran, 1980). The treatments were two species (*Agave* and *Opuntia*) and two types of mycorrhiza inoculation (Commercial and Native); therefore, we evaluated four treatments (*Agave*–Commercial, *Agave*–Native, *Opuntia*–Commercial, *Opuntia*–Native). SPSS Program v.12 (2003) was used for statistical analysis.

Commercial inoculation was made with *Glomus intraradices*, using a biofertilizer developed by Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), which contains at least 400 spores  $100\text{g}^{-1}$  of inoculum. Each plant was provided with 25 g of inoculum, representing a minimum of 100 spores, dose recommended by the literature (Augé, 2004; Velasco–Velasco *et al.*, 2001; González–Chávez and Ferrera–Cerrato, 2000; Alarcón *et al.*, 2000). For the native inoculation, a native strain of *Glomus intraradices* was used, a different strain of that produced by INIFAP, and plants were seeded at the same contour strip. The experiment was carried out under non-irrigated land conditions.

Studied variables after one year were dry matter production per plant ( $\text{DM plant}^{-1}$ ), ashes, calcium (Ca%), phosphorous (P%), crude protein (CP%) neutral detergent fiber (NDF%) and plant dry matter percentage (DM%). Two cladodes and leaves of cactus pear and agave were sampled per plant, and then, its weight was averaged. This weight was multiplied by the total number of leaves and cladodes to obtain the total weight of the plant. In addition, cactus pear cladodes and agave leaves were sampled one year after seeded. They were cut in small size pieces, ranging from 5 to 10 cm and dried in an oven at  $60^{\circ}\text{C}$  during 72 h to obtain dry matter content. Samples were ground by a Wiley mill equipped with 2 mm mesh and analyzed for CP (A.O.A.C, 1990), NDF (Van Soest *et al.*, 1991), ash, P, Ca (Fick *et al.*, 1976). Samples of *Opuntia* and *Agave* were extrapolated with the number of total leaves and cladodes to get  $\text{DM plant}^{-1}$  production per year.

## Results and discussion

In relation with nutritional quality, analysis of variance demonstrated that CP and NDF had significant ( $p < 0.05$ ) interaction between species and inoculation (Figure 1). The commercial mycorrhiza provided better forage in *Opuntia* while the native mycorrhiza was better for *Agave*. This is because forage is better in quality when the NDF is lower and CP is higher (Holland and Kesar, 1990).

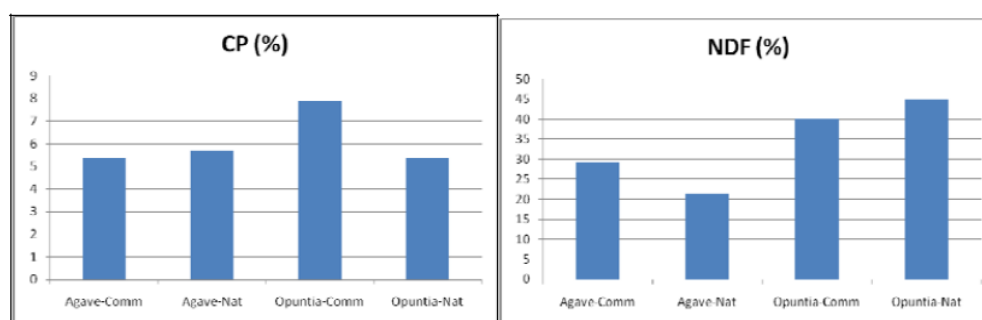


Figure 1. CP and NDF interaction for Opuntia and Agave with commercial (Comm) and native (Nat) inoculation.

CP behaves better in Opuntia and commercial mycorrhiza (7.6%), meanwhile, the rest of the treatments averaged 5.6%. These results are in agreement with Gutiérrez *et al.* (2006) in Spineless cactus pear (*Opuntia ficus-indica*); however Fuentes-Rodríguez (1997) reported 4% CP in *O. lindheimeri* for the same species investigated here. In agave, Martínez (1994) found 4.5 and 4.6% for *A. atrovirens* and *A. salmiana*, respectively, values similar to those found in this study, while Fraps (1932) reported 7.4% for *A. Americana* and Pinos-Rodríguez (2006) 4.1% for *A. salmiana*. Typical range in CP is reported for *Opuntia ficus-indica* ranging from 4 to 7.25% (Magallanes Quintanar *et al.*, (2006), Blanco Macías *et al.*, (2006), Galizzi *et al.*, (2004), Guevara *et al.*, (2004). This effect may be because *Glomus intraradices*, both commercial and native strains, helps absorb ammonia (Velasco Velasco *et al.*, 2001), which could increase CP, however, further research should be done on these species to improve the understanding of their behavior.

NDF is the insoluble portion of forage and contains cellulose, hemicelluloses, lignin and silica and is commonly referred as the cell-wall fraction. Thus, high content of NDF is negative correlated with dry matter intake (Guevara *et al.*, 2004). Here, NDF also showed interaction, being the best and worst performing Agave and Opuntia with native mycorrhiza treatments, respectively, ranging from 21.3 to 45.1% (Figure1). Literature reports values for NDF from 17 to 33.8% for *O. ficus-indica* (Gutiérrez Ornelas *et al.*, 2007, Ben Salem *et al.*, 2004, Guevara *et al.*, 2004). Since *O. lindheimeri* is a native cactus pear species, its high NDF content can help to avoid herbivores. In agave, Pinos-Rodríguez (2006) found 18.01% of NDF in *A. salmiana*, being close to 21.3% measured here for Agave with native mycorrhiza.

Species effect was significant ( $p < 0.05$ ) for DM plant<sup>-1</sup>, Ash, P, and DM%, showing no effect of interaction (Table 1).

DM plant<sup>-1</sup> had greatest production in Agave. In adult plants, Martínez (1994) found that 750 agave plants produced about 6.1 ton of DM ha<sup>-1</sup>; likewise, Hamilton (1992) reported that 1250 *Opuntia* plants produced 3.5 tons of DM ha<sup>-1</sup>. Here we found biomass production of 338.5 and 60 g of DM plant<sup>-1</sup>, in agave and cactus pear, respectively (Table 1), that extrapolating represent 254 and 75 kg ha<sup>-1</sup>, respectively, which is explained because they are one-year old plants. In Argentina, Guevara *et al.* (2003) reported biomass production of 170 kg DM ha<sup>-1</sup> after the 2-year growth period in *O. ellisiana*. In *O. ficus-indica*, Guevara *et al.* (2004) found from 125 to 215 g plant<sup>-1</sup> in 1.5-year old plants. Since production of biomass depends on interactions of genotype and environment, these results are in the range of values reported in literature.

Table 1. Means and standard error (SE) of variables in Agave and Opuntia.

	Agave (Mean)	Opuntia (Mean)	SE
DM Plant <sup>-1</sup> (g)	338.58 <sup>a</sup>	60.61 <sup>b</sup>	23.297
Ash (%)	18.15 <sup>b</sup>	20.08 <sup>a</sup>	0.805
P (%)	0.12 <sup>a</sup>	0.07 <sup>b</sup>	0.012
Ca (%)	8.82	8.26	0.547
CP (%)	5.57	6.53	0.513
NDF (%)	25.31 <sup>b</sup>	42.65 <sup>a</sup>	0.025
DM (%)	14.15 <sup>a</sup>	10.59 <sup>b</sup>	0.003

<sup>a,b</sup> Means within the same row and different letter are significantly different (p<0.05).

Ash content was 18.15 and 20.08% for agave and cactus pear, respectively. In *A. Americana*, Fraps (1932) found 12.3% ash, while Laksevela and Said (1970) reported 15.6% in *A. Fourcroyde*. In cactus pear, Gutiérrez *et al.* (2006) and Fuentes-Rodríguez *et al.* (1997) found 30.5% and 25.5%, respectively. On the other hand, Guevara *et al.* (2004) reported 15.6% Ash for *Opuntia ficus-indica*, and Pinos-Rodríguez *et al.* (2006) measured 12.7% in immature *Agave salmiana* plants being more similar to those reported in this investigation. Both agave and cactus pear, show high content of ash, compared with buffel grass (*Cenchrus ciliaris*), which contains about 11.6%, falling heavily in organic matter content in Agave and Opuntia, however, both species are used in drought periods. Even as agave had greater percentage of P than cactus pear, both species contain low concentrations for livestock production. Gutiérrez *et al.*, (2006) found in spineless cactus pear values about 0.08%, according with our findings (Table 1).

DM was significantly greater for agave (14.15%), compared to Opuntia (10.59%), which are similar to results reported in cactus pear by Gutiérrez *et al.* (2006) and Fuentes-Rodríguez (1997b) ranging from 7.5% to 11.6%. Pinos-Rodríguez *et al.* (2006) measured 14.6 % of DM in immature *Agave salmiana* plants, values comparable with our data (Table 1).

Statistical analyses did not detect (p<0.05) effect of inoculation in any variables (Table 2), which mean that native mycorrhiza can replace commercial biofertilization in these species under non-irrigated land conditions. Similar results were reported for *Opuntia matudae*. However, in *Agave cocui* positive effect to commercial inoculation was found, where was observed greater biomass and more N y P concentrations in seedlings with mayor mycorrhiza inoculation.

Ca was not significant for any factor, which coincides with results found by Gutiérrez *et al.*, (2006) in Spineless cactus pear (*Opuntia sp.*). In agave, we did not located P and Ca nutritional data in literature.

Table 2. Means and standard error (SE) of variables in commercial and native mycorrhiza.

	Commercial Mycorrhiza (Mean)	Native Mycorrhiza (Mean)	SE
DM Plant <sup>-1</sup> (g)	189.17 <sup>a</sup>	210.03 <sup>a</sup>	42.53
Ash (%)	18.80 <sup>a</sup>	19.43 <sup>a</sup>	0.80
P (%)	0.1 <sup>a</sup>	0.09 <sup>a</sup>	0.012
Ca (%)	8.33 <sup>a</sup>	8.75 <sup>a</sup>	0.54
CP (%)	6.53 <sup>a</sup>	5.56 <sup>a</sup>	0.51
NDF (%)	34.0 <sup>a</sup>	33.1 <sup>a</sup>	2.60
DM (%)	11.8 <sup>a</sup>	12.9 <sup>a</sup>	0.60

<sup>a</sup> Means within the same row and different letter are significantly different (p<0.05).



## Conclusions

Forage production and quality were higher for agave than cactus pear in the first year of production. Inoculation only showed significant effect on the interaction of CP and NDF, two of the most important variables in forage quality. Even when only five quality characteristics were measured to determine forage quality, they give us enough evidence that these species are a good alternative as forage even in one year.

## Acknowledgements

Senior author thanks to Mexico's 'Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología' for the scholarship during his Ph.D. studies. Financial support from 'Programa de Apoyo e Investigación Científica y Tecnológica' under the contract CN1723-07 is also acknowledged.

## References

- A.O.A.C. 1990. Association of Official Analytical Chemists. Official Methods of Analysis, 13th. Ed. Washington, D.C.
- Alarcón, A., R. Ferrera. 1999. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. *Terra* 17(3): 179–191.
- Alarcón, A., R. Ferrera-Cerrato, M.C. González-Chávez, A. Villegas-Monter. 2000. Hongos micorrízicos arbusculares en la dinámica de aparición de estolones y nutrición de plantas de fresa cv. fern obtenidas por cultivo *in vitro*. *Terra* 18: 211–218.
- Armenta, A.D., A. Sánchez, T. Cervantes, I. Higuera y M. Esqueda. 2003. Hongos filamentosos y micorrízicos asociados con *Agave angustifolia* Haw. *Boletín CIAD*. 12:1–2.
- Augé, R.M. 2004. Arbuscular mycorrhizae and soil/plant water relations. *Can. J. Soil Sci.* 84: 373–381.
- Ben Salem, H., A. Nefzaoui, L. Ben Salem. 2004. Spineless cactus (*Opuntia ficus-indica* f. *inermis*) and oldman saltbrush (*Atriplex nummularia* L.) as alternative supplements for growing 'Barbarine' lambs given straw-based diets. *Small Ruminant Research* 51:65–73.
- Blanco-Macías, F., A. Lara-Herrera, R.D. Valdez-Cepeda, J.O. Cortés-Bañuelos, M. Luna-Flores, M.A. Salas-Luévano. 2006. Interacciones nutrimentales y normas de la técnica de nutrimento compuesto en nopal (*Opuntia ficus-indica* L. Miller). *Revista Chapingo Serie Horticultura*. 12(2): 165–175.
- Bolan, 1991. A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant Soil* 134: 189–207.
- Cervantes, Á.E. y H. Madinaveitia. 2000. Evaluación de alternativas vegetativas que mejoren la conservación del suelo. En: X Congreso Nacional de Irrigación. Simposio 4. Manejo Integral de Cuencas Hidrológicas. Chihuahua, Chih., México, 16–18 de Agosto de 2000.
- Chavez-Ramirez, F., X. Wang, K. Jones, D. Hewitt, P. Felker. 1997. Ecological characterization of *Opuntia* clones in South Texas: Implications for wildlife herbivory and frugivory. *Journal of the Professional Association for Cactus Development* 2: 9–19.

CONAZA. 1993. Plan de Acción para el Combate a la Desertificación en México. Primera edición. Saltillo, Coah. 160 pp. <http://www.conaza.gob.mx/libro/bibliografia.pdf>

Fick, K. R., S.M. Miller, J.D. Funck, L.R. McDowell, R.H. Houser. 1976. Methods of mineral analysis for plant and animal tissues. Latin American Research Program. Gainesville, University of Florida. 90 p.

Flores-Valdés, C.A., G. Aranda-Osorio. 1997. *Opuntia*-based ruminant feeding systems in Mexico. J. PACD 2: 3–8.

Fraps, G.S. 1932. Texas Agricultural Experiment Station. Bull. No. 461. <http://www.fao.org/ag/AGA/AGAP/FRG/afri/es/Data/348.htm>

Fuentes-Rodríguez, J. 1997a. Comparison of the nutritional value of *Opuntia* and *Agave* plants for ruminants. Journal of the Professional Association for Cactus Development 2: 20–22.

Fuentes-Rodríguez, J. 1997b. Feeding prickly pear cactus to small ruminants in Northern Mexico. I. Goats. . Journal of the Professional Association for Cactus Development 2: 23–25.

Galizzi, F.A., P. Felker, C. Gonzalez, D. Gardiner. 2004. Correlations between soil and cladode nutrient concentrations and fruit yield and quality in cactus pears, *Opuntia ficus-indica*, in a traditional farm setting in Argentina. Journal of Arid Environments 59: 115–132.

Gentry, H.S. 1982. Agaves of Continental North America. Library of Congress Catalog in Publication Data. The University of Arizona Press. Tucson, AZ, USA. 667 p.

González-Chávez, M.C., R. Ferrera-Cerrato. 2000. Roca fosfórica y *Glomus* sp. en el crecimiento de naranjo agrio. Terra 18:361–367.

Granados, S.D., A.D. Castañeda. 1996. El Nopal. Ed. Trillas. 1ra. Reimpresión. México. 227 p.

Guevara, J.C., J.H. Silva-Colomer, M.C. Juárez, O.R. Estevez. 2003. *Opuntia ellisiana*: Cold hardiness, above-ground biomass production and nutritional quality in the Mendoza Plain, Argentina. Journal of the Professional Association for Cactus Development 5: 55–64.

Guevara, J.C., J.H. Silva-Colomer, O.R. Estevez. 2004. Nutrient content of *Opuntia* forage clones in the Mendoza Plain, Argentina. Journal of the Professional Association for Cactus Development 6: 62–77.

Gutiérrez-Ornelas, E., R.E. Vázquez, H. Bernal. 2007. Reporte PAICYT 2006. UANL.

Hamilton, J. R. 1992. Planning and cultivating native cactus for cattle feed and wildlife utilization in south Texas. Proc. Third Annual Prickly Pear Council Convention. Kingsville, TX. USA.

INEGI. 1996. Censo de Población y Vivienda 1995. México, DF.

Koide, R.T., B. Mosse. 2004. A history of research on arbuscular mycorrhiza. Mycorrhiza 14: 145–163.

Laksevela, B., A.N. Said. 1970. Kenya Sisal Bd. Bull. No. 71: 13.  
<http://www.fao.org/ag/AGA/AGAP/FRG/afris/es/Data/350.htm>

López, J., D. Montiel, P. Zavaleta y J. Olivares. 1999. Registro de micorrizas en nopal (*Opuntia ficus-indica*) en Milpa Alta con tres dosis de fertilización orgánica. pp. 83–84. In: Aguirre, J.R. y J.A. Reyes (Eds.). Memorias del VIII Congreso Nacional y VI Internacional Sobre el Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Universidad Autónoma de San Luis Potosí. San Luis Potosí, SLP, México.

Magallanes–Quintanar, R., R.D. Valdez–Cepeda, F. Blanco–Macías, B. Murillo–Amador, J.L. García–Hernández, R.R. Ruiz–Garduño, M. Márquez–Madrid and F.J. Macías–Rodríguez. 2006. Nutrient interactions in nopal (*Opuntia ficus-indica*) and their effect on biomass production. *Acta Horticulturae* 728: 145–150.

Martínez, C.J. 1994. Valor nutricional de dos especies de maguey (*Agave atrovirens* y *Agave salmiana*) en el sur del estado de Coahuila. Tesis. Universidad Autónoma Agraria ‘Antonio Narro’. Saltillo, Coahuila, México.

Mellink, E. and M. Riojas–López. 2002. The consumption of nopales (*Platyopuntia*) by wild vertebrates. In: Nobel PS (ed.) *Cacti: Biology and Uses*, University of California Press, Berkeley. pp. 109–123.

Naranjo–Briceño, L., M. Díaz, E. Granadillo. 1998. Efecto de la Fertilización Orgánica y la Inoculación con Hongos Micorrízicos Arbusculares sobre la Productividad del Agave cocui. (Trelease). Laboratorio de Ecofisiología Vegetal, CIEZA–UNEFM. Venezuela.  
<http://espanol.geocities.com/lenaranjo/proyectosMicorrizas.htm>

Nobel, P. 1988. *Environmental Biology of Agaves and Cacti*. Cambridge University Press.

Pimienta, B.E., M.E. Gonzalez, A. Muñoz, P.S. Nobel. 2003. Effects of benomyil and drought on the mycorrhizal and daily net CO<sub>2</sub> uptake of a wild platyopuntia in a rocky semi-arid environment. *Annals of Botany* 92:239–245.

Pinos–Rodríguez, J.M., J.R. Aguirre–Rivera, J.C. García–López, M.T. Rivera–Miranda, S. González–Muñoz, S. López–Aguirre, D. Chávez–Villalobos. 2006. Use of maguey (*Agave salmiana* Otto ex. Salm. Dick) as forage for ewes. *J. Appl. Anim. Res.* (30):101–107.

Ramírez–Lozano, R.G., A. Enríquez, F. Lozano. 2001. Valor nutricional y degradabilidad ruminal del zacate buffel y nueve zacates nativos del NE de México. *CIENCIA UANL*. Vol. IV, No. 3: 314–321.

Rodríguez–Hernandez, G. 2002. Inducción del enraizamiento en *Agave salmiana* Otto con *Agrobacterium rhizogenes* y colonización de raíces transformadas por *Glomus intraradices*. Tesis de Doctorado. Universidad de Colima. 114 p.

Smith, D.C., A.E. Douglas. 1987. *The Biology of Symbiosis*. Edward Arnold Publishers. London. UK.

SPSS. 2003. Statistical Package for Social Sciences. Release 12 for Windows.

Van Soest, P.J., J.B. Robertson and B.A. Lewis. 1991. Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and non-starch polysaccharides in relation to animal nutrition. *J. Dairy Sci.* 74: 3583–3597.

Vargas, F., S.D. Montiel, O.J.L. Olivares, B.P. Zavaleta, A.A. Fierro. 2004. Efecto simbiótico entre poblaciones micorrízicas sobre *Opuntia matudae*, establecida en una ladera altamente erosionada. In: Memorias del X Congreso Nacional y VII Congreso internacional sobre Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Méx.

Velasco-Velasco, J., R. Ferrera-Cerrato, J.J. Almaraz-Suárez. 2001. Vermicomposta, micorriza arbuscular y *Azospirillum brasilense* en tomate de cáscara. *Terra* 19: 241–248.

